



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique
Université Mouloud MAMMERY de TIZI OUZOU



Faculté des sciences biologiques et sciences agronomiques
Département d'agronomie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master en agronomie
Spécialité : protection des végétaux

THEME

Impact de la symbiose mycorhizienne
sur l'état sanitaire des végétaux :
cas de l'olivier en Kabylie

Réalisé par :

M^{me} LAYOUNE Ouardia

Membres de Jury :

Président : *M^{me} MEDJDOUB-BENSAAD F. Professeur*

Promotrice : *M^{me} BOUDIAF NAIT KACI M. MCA*

Examinatrice: *M^{me} GUERMAH D. MAB*

2019/2020

Remerciements

Après avoir remercié dieu le tout puissant,

Je tiens à exprimer mes reconnaissances et mes sincères gratitudes à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

J'adresse mes profonds et sincères remerciements à M^{me} BOUDIAF-NAIT KACI pour avoir accepté de m'encadrer, mais surtout pour sa générosité, sa compréhension et sa patience avec moi. Je lui présente mes excuses pour mes longues absences et mes maladresses.

Mes plus vifs remerciements vont M^{me} MEDJDOUB-BENSAFIA qui a accepté de présider le jury et d'examiner ce travail. Je la remercie pour tout ce qu'elle fait pour la réussite des étudiants de son Master.

J'exprime toute ma gratitude à M^{me} Guermah pour avoir accepté d'une part d'examiner ce travail et d'autre part d'avoir été à maintes reprises à mon écoute depuis ma première année de Master. Je la remercie pour son soutien et ses encouragements.

Mes remerciements vont particulièrement à Mme HELLAL Zohra pour avoir toujours répondu présente à chaque fois que j'ai eu besoin d'elle.

Mes reconnaissances et mes remerciements vont à la promotion Master protection des végétaux (2018-2022) pour leurs précieuses aides depuis l'intégration de ce Master.

Mes plus vifs remerciements s'adressent à ABBES Fazia, OUALI Kahina, BETOUCHE Aini, GOUCEM Karima pour leur précieuse participation dans la réalisation de ce travail,

Merci à mon adorable famille pour tout.

Dédicaces

A mes parents

Liste des figures

Figures	Titres	Pages
Figure 01	Représentation schématique des sections transversales des huit types de mycorhizes (Garbaye, 2013).	03
Figure 02	Structures ecomycorhiziennes.	05
Figure 03	structures caractéristiques des mycorhizes arbusculaires.	06
Figure 04	schéma des processus d'échanges lors d'une symbiose mycorhizienne	10
Figure 05	carte oléicole mondiale	13
Figure 06	carte oléicole d'Algérie	15
Figure 07	Les différentes variétés d'olivier produites en Algérie	16
Figure 08	Sol profond permettant le développement du système racinaire jusqu'à 1 m de profondeur	18
Figure 09	Stades phénologiques d'olivier	19
Figure 10	Cycle de développement de l'olivier	19
Figure 11	La mouche de l'olive (<i>Dacus oleae</i>).	25
Figure 12	La teigne de l'olivier (<i>Prays oleae</i> BERN)	25
Figure 13	Le psylle de l'olivier (<i>Euphyllura olivina</i> COSTA	25
Figure 14	Scolyte de l'olivier (<i>Phloeotribus scarabaeoides</i> BERN)	26
Figure 15	L'hylésine (<i>Hylesinus oleiperda</i> F	26
Figure 16	La cécidomyie des écorces de l'olivier (<i>Resseliella oleisuga</i> TARG).	27
Figure 17	La cochenille noire de l'olivier (<i>Saissetia oleae</i> BERN)	27
Figure 18	Le pourridié armillairesur olivier.	28
Figure 19	La verticilliose (<i>Verticillium dahliae</i>). Dessèchement des branches.	28

Figure 20	La fumagine sur les feuilles de l'olivier	29
Figure 21	L'œil de paon (<i>Cycloconium oleaginum</i>). Taches circulaires sur les feuilles de l'olivier	29
Figure 22	Tuberculose de l'olivier (<i>Pseudomonas savastanoi</i>).	30
Figure 23	Effet de la mycorhize sur la croissance de jeunes plantes après 16 semaines.	35
Figure 24	Effet de la fertilisation et de <i>G. mosseae</i> sur la réponse de plants d'olivier au stress de transplantation	42
Figure 25	Relation entre la croissance des racines et des parties aériennes chez des plants d'olivier inoculés avec <i>G. mosseae</i> (I) et des plants ayant reçu des engrais (F).	43
Figure 26	Stress hydrique de 2 mois sur oliviers de 4 mois, sans (à gauche) et avec traitement mycorhizien avec MYCOSYM TRI-TON®	44
Figure 27	: effet de l'inoculation de plants d'olivier avec <i>V. dahliae</i> , seul ou en association avec le, sur l'élongation des pousses (indice de nanisme).	48
Figure 28	Conservation des racines dans l'éthanol à 70° (Boudiaf Nait Kaci, 2014).	49
Figure 29	Schématisation de la méthode d'observation et de calcul de la fréquence de colonisation par les champignons mycorhizogènes.	50
Figure 30	Technique d'extraction des spores fongiques	51
Figure 31	Schéma de la technique de dilution utilisée dans la réalisation du test du nombre le plus probable (MPN).	53

Liste des Tableaux

	Titre	Page
Tableau 1	Les différents types de mycorhizes	04
Tableau 2	Evolution de la production des olives dans le monde et dans quelques pays	14
Tableau 3	Critères thermiques pour l'olivier (Sebei, 2007)	21
Tableau 4	Caractéristiques d'un sol adéquat pour l'oléiculture	22
Tableau 5	caractéristiques culturales et taux d'atteinte par la tuberculose dans les différentes oliveraies prospectées	31
Tableau 6	Fréquence de l'infection des racines de la variété Sigoise d'olivier en fonction de la saison de prélèvement et de l'âge de l'arbre.	33
Tableau 7	CMA appliqués pour améliorer la croissance, la physiologie et la productivité des plants d'olivier	40-41
Tableau 8	Etudes effectuées sur le rôle des mycorhizes CMA dans l'atténuation du stress abiotique et de transplantation	45-46

SommaireA

Introduction	1
Chapitre I : Symbioses Mycorhiziennes	
I. Symbiose mycorhizienne	3
I.1. Composantes de la symbiose mycorhizienne	3
I.2. Les principaux types de symbioses mycorhiziennes	3
I.2.1. Les ectomycorhizes	4
I.2.2. Les endomycorhizes	5
I. 2. 3. Les ectendomycorhizes	7
I.3. Cycle de développement de la symbiose mycorhizienne	7
I.3.1. Etablissement de l'ectomycorhize	7
I.3.1. L'établissement des endomycorhizes.....	7
I.5. Importance de la symbiose mycorhizienne	8
I.5.1. Importance des mycorhizes pour le champignon	8
I.5.2. Importance des mycorhizes pour la plante hôte.....	8
I.5.2.1. Amélioration du statut hydrique de la plante hôte	8
I.5.2.2. Amélioration de la nutrition minérale	9
I.5.2.2.1. Amélioration de la nutrition phosphatée	9
I.5.2.2.2. Amélioration de la nutrition azotée.....	9
I.5.2.2.3. Amélioration de la nutrition potassique	9
I.5.2.2.4. Amélioration la nutrition en oligoéléments	9
I.5.2.3. Production d'hormones	10
I.5.2.4. Protection contre les pathogènes	10
I.5.2.5. Résistance au stress abiotique.....	12
I.5.2.6. Agrégation des sols	12

II. L'olivier -----	13
II.1. Origine et distribution géographique -----	13
II.2. Importance de l'olivier -----	14
II. 2.1. Dans le monde -----	14
II. 2.2. En Algérie -----	15
II. 3.Variétés cultivées en Algérie -----	16
II.4. Systématique -----	16
II.5. Morphologie de l'olivier -----	17
II.5. Cycle de développement de l'olivier -----	18
II.6. Exigences de l'olivier -----	20
II.6.1. Rayonnement solaire -----	20
II.6.2. Pluviométrie -----	20
II.6.3. Température -----	20
II.6.4. Altitude -----	21
II.6.5. Hygrométrie -----	21
II.6.6. Exigences édaphiques -----	21
II.6.7. Fertilisation de l'olivier -----	22
II.6.7.1. Besoins en azote -----	22
II.6.7.2. Besoins en potassium -----	23
II.6.7.3. Besoins en phosphore -----	23
II.6.8. Exigences culturales -----	23
III. les ennemis de l'olivier -----	24
III.1. Insectes ravageurs -----	24
III.1.1. La mouche de l'olive (<i>Dacus oleae</i>) -----	25
III.1.2. La teigne de l'olivier: <i>Prays oleae</i> BERN -----	25
III.1.3. Le psylle de l'olivier ou coton : <i>Euphyllura olivina</i> COSTA -----	25

III.1.4. Le néiroun ou Scolyte de l'olivier: <i>Phloeotribus scarabaeoides</i> BERN -----	26
III.1.5. L'hylésine: <i>Hylesinus oleiperda</i> F-----	26
III.1.6. La cécidomyie des écorces de l'olivier : <i>Resseliella oleisuga</i> TARG -----	27
III.1.7. La cochenille noire de l'olivier : <i>Saissetia oleae</i> BERN -----	27
III.2. Les maladies fongiques-----	28
III.2.1. Le pourridié -----	28
III.2.2. La verticilliose <i>Verticillium dahliae</i> -----	28
III.2.3. La fumagine (noir de l'olivier) -----	29
III.2.4. L'œil de paon : <i>Cycloconium oleaginum</i> -----	29
III.3. Les maladies bactériennes-----	29
IV. L'état sanitaire des oliveraies en kabylie-----	30
IV.1. Infestations dues à la mouche de l'olive -----	30
IV.2. Infestations dues à la teigne -----	30
IV.3. Infestations dues à la cercosporiose et la tavelure-----	31
IV.4. Infestations dues à la tuberculose-----	31
IV.5. Dégâts liés à la sécheresse-----	32
IV.6. Carences-----	32

Chapitre II : Symbioses Mycorhiziennes

I. Symbioses mycorhiziennes chez l'olivier -----	32
I.1. Mycorhization naturelle chez l'olivier -----	32
I.2. Endomycorhization contrôlée chez l'olivier -----	33
II. Bénéfices de la symbiose endomycorhizienne pour l'olivier -----	34
II. 1. Bénéfices des CMA sur la croissance et la physiologie de l'olivier -----	34
II. 2. Résilience aux stress abiotiques -----	42
II. 2.1. Résilience au stress de transplantation -----	42
II. 2.2. Résilience au stress hydrique -----	43

II. 2.3. Résilience au stress salin et à la toxicité des métaux lourds	47
II. 3. Résilience au stress biotique	47

Chapitre III : Méthodologie

I. Recherche des champignons endomycorhiziens bénéfiques pour la protection de l'olivier dans les oliveraies de kabylie	49
I.1. Echantillonnage, tri et conservation des racines d'olivier	49
I.2. Mise en évidence de l'infection endomycorhizienne	49
I.2.1. Technique de coloration de Philips et Hayman	49
I.2.2. Ecrasement et observation des racines	50
I.2.3. Evaluation de l'infection mycorhizienne des racines	50
II. Extraction des spores fongiques du sol	51
III. Identification des champignons endomycorhiziens indigènes du sol des oliveraies	52
IV. Evaluation du pouvoir endomycorhizogène du sol des oliveraies (PEM)	52
IV.1. Production de plants-test	52
IV.2. Méthode de calcul du MPN	53
V. Evaluation de l'efficacité des champignons endomycorhizogènes des oliveraies	53
Conclusion	54

Références bibliographiques

Introduction

Dans la nature, l'aptitude d'une espèce végétale à coloniser un écosystème donné et à s'y maintenir découle souvent des relations qu'elle établit avec les micro-organismes qui l'entourent (Dechamplan et Gosselin, 2002). Parmi ces relations, la symbiose mycorhizienne est la plus répandue puisqu'on estime que plus de 90% des familles de plantes terrestres possèdent au moins un représentant capable de mycorhizer.

La symbiose mycorhizienne est caractérisée par l'union intime entre certains champignons du sol et les racines d'une plante hôte aboutissant à la formation d'organes appelés mycorhizes. Ce terme, utilisé pour la première fois par le phytopathologiste Allemand Frank (1885), est définie par Harley et Smith (1983) comme étant une relation mutuelle d'interdépendance où la plante hôte reçoit des éléments minéraux par le biais du mycélium fongique tandis que ce dernier obtient des composés carbonés issus de la photosynthèse.

La présence de mycorhizes semble être un phénomène général chez les végétaux. D'après l'examen de plus de 10 000 espèces, en majorité des angiospermes, des structures mycorhiziennes ont été observées chez 86 % d'entre elles (Brundrett, 2009 ; Tedersooe *et al.*, 2010). Ainsi, il a été démontré que l'olivier (*Olea europaea* L.) est un arbre mycotrophe et qui est très dépendant de cette symbiose (Roldan-Fajardo et Barea 1986).

En Kabylie, l'olivier est soumis à de fortes contraintes qui affectent aussi bien sa production que son effectif. En effet, cet arbre est surtout cultivé sur des terres pauvres, caillouteuses et même arides, ce qui peut aggraver l'incidence des différents stress biotiques et abiotiques. A cela s'ajoute les pertes de rendements liées aux incendies, le vieillissement des arbres, le manque d'entretien des vergers, la fertilisation peu maîtrisée et le non-respect du calendrier de lutte contre les parasites (Mabel, 2007). Les techniques culturales ainsi que les traitements phytosanitaires sont difficiles à effectuer à cause du relief accidenté des vergers (DSA, 2020). Or, dans ces conditions les mycorhizes doivent jouer un rôle prépondérant (Smith et Read 1997). En effet, les champignons mycorhizogènes sont actuellement considérés comme des bio-fertilisants, des bio-protecteurs et des bio-régulateurs (Gianinazzi *et al.*, 2010). Une gestion appropriée des mycorhizes en agriculture permet une réduction substantielle de l'apport d'intrants chimiques tout en maintenant de bons rendements (Budi *et al.*, 1998).

La mycorhization offre à l'olivier de meilleures conditions de croissance et de santé végétale par l'amélioration de la nutrition minérale et une tolérance aux conditions de stress

abiotiques et biotiques (Rougemont, 2007). C'est ainsi qu'il nous a semblé judicieux d'entreprendre une étude sur l'intérêt d'utiliser les nouvelles biotechnologies utilisant l'association mycorhizienne comme agent de biocontrôle. Ceci pourrait réduire l'impact des différents stress sur la culture de l'olivier dans la région de la Kabylie, sans avoir recours aux intrants chimiques

Le choix du thème s'inscrit dans le cadre d'un projet de création d'une pépinière de production de plants, sains, certifiés et plus performants avec une meilleure reprise à la transplantation. Ainsi, et à cause de la situation sanitaire liée à la Covid-19, nous étions contraint de limiter notre travail à une recherche bibliographique. Ce travail est articulé en trois chapitres, à savoir:

- Chapitre 1 : dans lequel sont présentés les caractéristiques de la symbiose mycorhiziennes et celles de la culture de l'olivier, ainsi que l'état sanitaire de cette dernière en Kabylie.
- Chapitre 2 : traite l'importance de la symbiose mycorhizienne dans l'amélioration de la résistance de l'olivier au différents stress biotiques et abiotiques.
- Chapitre 3 : aborde les techniques utilisées dans l'étude des champignons mycorhiziens et leur impact sur les fonctions des végétaux.
- Une conclusion qui clôt le travail et ouvre des perspectives de recherches.

Chapitre I

Généralités

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 du sol. C'est par le mutualisme que la symbiose se distingue du parasitisme.

I.1. Composantes de la symbiose mycorhizienne

Les mycorhizes (mukes : champignon et rhiza : racine) résultent d'une union durable basée sur des échanges réciproques entre les racines des végétaux et certains champignons du sol. Les champignons mycorhizogènes appartiennent aux groupes des Basidiomycètes, Ascomycètes et Zygomycètes.

La diversité végétale est entre 220 000 et 420 000 espèces de plantes terrestres (Scotland et *al.*, 2003). La présence de mycorhizes est très répandue dans le monde végétal à l'exception de quelques familles comme les *Brassicaceae*, les *Caryophyllaceae*, les *Cyperaceae*, les *Juncaceae*, les *Chenopodiaceae* et les *Amaranthaceae* qui présentent très peu d'associations mycorhiziennes (Strullu, 1991 ; Norman et *al.*, 1995).

I.2. Les principaux types de symbioses mycorhiziennes

Il existe plusieurs classifications des associations symbiotiques mycorhiziennes (**Figure 1**). Toutefois, la classification récente est celle de Smith et Read (2008) amendée par Garbaye (2013) (**Tableau 1**).

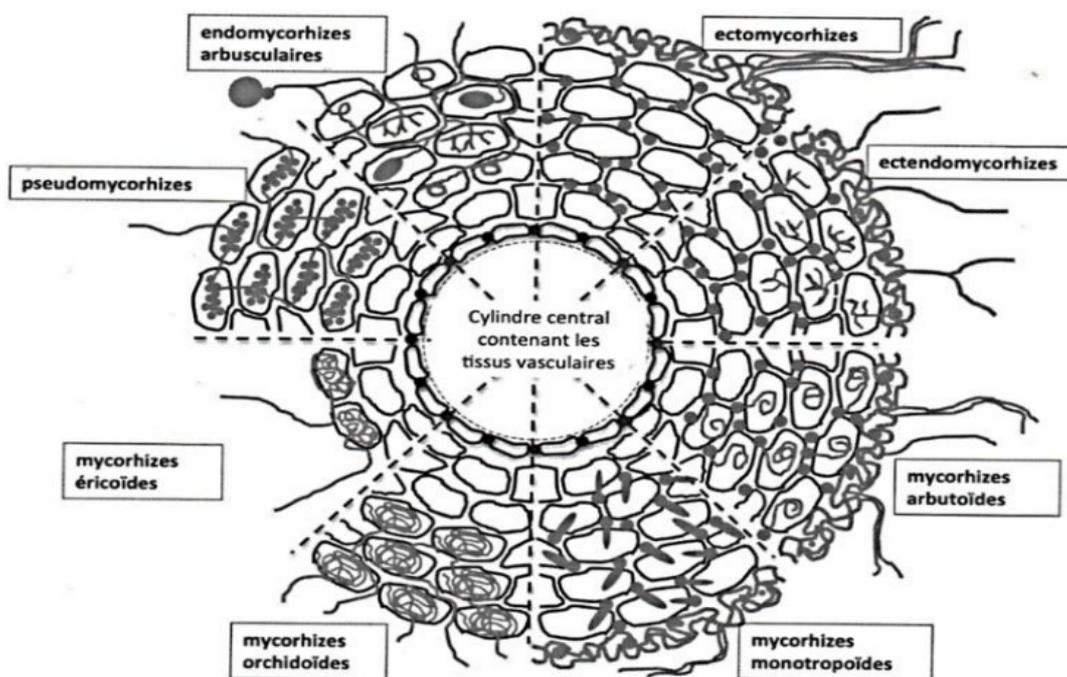


Figure 1 : Représentation schématique des sections transversales des huit types de mycorhizes (Garbaye, 2013).

Tableau 1 : Les différents types de mycorhizes (Smith et Read, 2008).

	MA ⁽¹⁾	ECM ⁽²⁾	Ectendomycorhizes	Mycorhizes arbutoïdes	Mycorhizes monotropoïdes	Mycorhizes éricoïdes	Mycorhizes orchidoïdes
Champignon							
Hyphes							
avec cloison	-	+	+	+	+	+	+
sans cloison	+	-	-	-	-	-	-
Arbuscules	+	-	-	-	-	-	-
Pelotons	-	-	+	+	+	+	+
Manteau	-	+	+ ou -	+ ou -	+	-	-
Réseau de Hartig	-	+	+	+	+	-	-
Taxon	Gloméro.	Basidio./Asco. (Gloméro.)*	Basidio./Asco.	Basidio.	Basidio.	Asco.	Basidio.
Plante hôte							
Taxon	Bryo./Ptérido. Gymno./Angio	Gymno./Angio.	Gymno./Angio.	Erica.	Monotropa.	Erica./Bryo.	Orchida.
Chlorophylle	+ (-)*	+	+	+	-	+	-**

MA : mycorhizes à arbuscules, (2) ECM : Ectomycorhizes, Gymno. :Gymnosperme ; Angio. Angiospermes ; Erica.: Ericacées ; Monotropa.: Monotropacées ; Orchida.: Orchidacées
 Gloméro.: Glomeromycota ; Basidio.: Basidiomycota ; Asco.: Ascomycota ; Bryo. : Bryophytes ; Ptérido. : Pteridophytes ; ECM : ectomycorhizes ; - : absent ; + : présent ; * : rare ; ** : les Orchidaceae ne sont pas chlorophylliennes au stade juvénile.

I.2.1. Les ectomycorhizes

La symbiose ectomycorhizienne (du grec *ektos* : à l'extérieur) concerne 3 à 5% des plantes vasculaires. Elle est remarquable par sa faible spécificité entre partenaires et par sa grande diversité fongique (Diédhiou et *al.*, 2010), dont certains sont cultivables en l'absence de leur plante hôte.

Les ectomycorhizes entraînent d'importantes modifications dans la morphologie racinaire : les poils absorbants disparaissent et un manteau d'hyphes, appelé « manteau fongique », entoure les racines nourricières. De ce manteau partent des hyphes qui s'insèrent entre les cellules corticales de la racine pour former le « réseau de Hartig ». Vers l'extérieur, des hyphes prolifèrent à partir du manteau fongique et colonisent le milieu environnant en formant le « réseau extramatriciel » (**Figure 2**) (Hampp et *al.*, 1999).

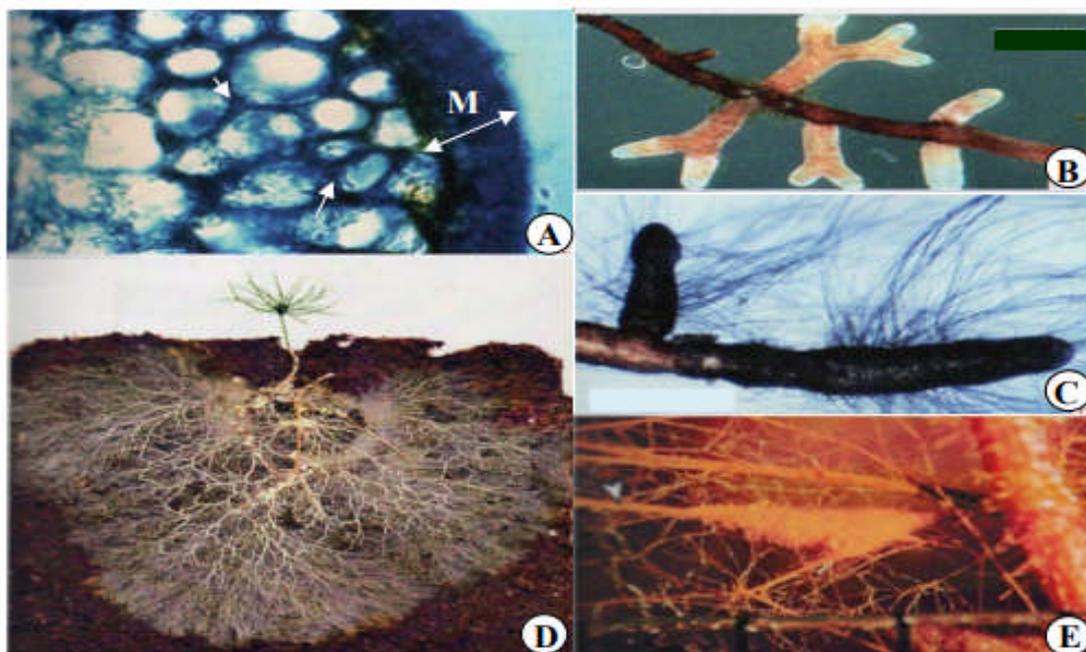


Figure 2: Structures ecomycorhiziennes. **A)**- Coupe transversale d'une ectomycorhize du sapin baumier coloré au bleu de trypan par la technique de Philips et Hayman, 1970: le manteau à l'extérieur (M) et le réseau de Harting (flèches). **B)**- ectomycorhize dichotomique du pin. **C)**- ectomycorhize simple noire formée par le *Cenococcum geophilum* (Fortin et *al.*, 2008). **D)** réseau extramatricielle (Read, 1984). **E)** formation d'un sclérote (tête de flèche) dans le rhizomorphe (Peterson et *al.*, 2004).

I.2.2. Les endomycorhizes

Les endomycorhizes (du grec endon : à l'intérieur) sont caractérisées par l'absence de manchon mycélien externe et par la pénétration des hyphes fongiques dans les cellules corticales (Duponnois et *al.*, 2013). Elles représentent plus de 80% des symbioses mycorhiziennes dans le règne végétal et n'entraînent pas de modifications particulières de l'aspect externe de la racine. Les partenaires fongiques sont tous des symbiotes obligatoires, ne poussant pas *in vitro*.

Le terme endomycorhize regroupe une très grande diversité de formes et de partenaires. Ils comprennent des champignons de l'embranchement « Glomeromycota » et la plupart des plantes vasculaires. Elles se produisent dans presque tous les sols agricoles et naturels et colonisent ainsi les racines de nombreuses espèces végétales (Smith et Read, 2008).

Les endomycorhizes à vésicules et arbuscules différencient, à l'intérieur des cellules, des vésicules renflées ou des ramifications abondantes. Elles sont extrêmement répandues et s'associent avec une très grande diversité de plantes des « Bryophytes » aux « Angiospermes ».

Les mycorhizes à arbuscules (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 ramifiée, qui représente le principal site d'échange des nutriments entre la plante et le champignon (He et Nara, 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 (**Figure 3**) (Van der Heijden et Sanders, 2002).

Par ailleurs, Il existe des groupes particuliers qui sont parfois considérés par certains auteurs comme faisant partie du type endomycorhizien et qui sont restreint à certaines plantes de la famille des Éricacées (mycorhizes éricoïdes et arbutoïdes), Monotropacées (mycorhizes monotropoïdes), Orchidacées (mycorhizes orchidoïdes). Ils se distinguent par des mycorhizes à Ascomycètes ou Basidiomycètes avec la formation de pelotons intracellulaires dont le manteau et le réseau de Hartig peuvent être présents ou absents (**Tableau 1**). Les pseudomycorhizes forment des pseudo-pelotons au niveau cellulaire.

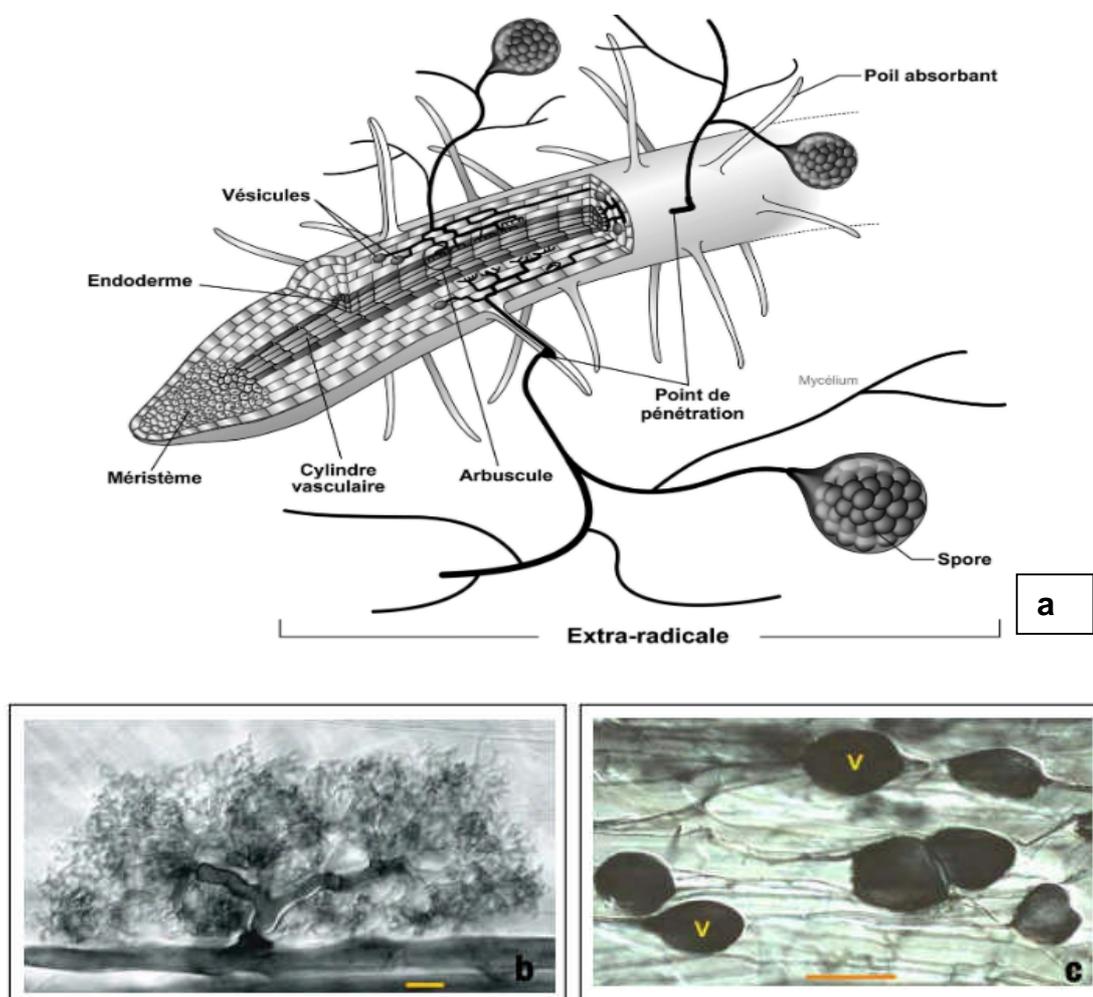


Figure 3 : structures caractéristiques des mycorhizes arbusculaires. **a-** schéma d'une racine colonisée par un champignon arbusculaire. (Fortin et *al.*, 2008). **b-** Structure détaillée d'un arbuscule. **c-** Vésicules (V) intercellulaires avec quelques hyphes intercellulaires.

I. 2. 3. Les ectendomycorhizes

Elles possèdent à la fois des caractères d'ectomycorhizes (présence d'un réseau mycélien intercellulaire et d'un manteau souvent peu épais) et d'endomycorhizes (franchissement des parois des cellules hôtes par les hyphes mycéliennes. Plusieurs associations ectendomycorhiziennes sont, à présent, bien décrites à savoir les ectendomycorhizes de type arbutoïde (chez *Arbutus* et *Arctostaphylos*) qui possèdent des hyphes intercellulaires formant des pelotons. Les ectendomycorhizes monotropoïdes de *Monotropa* et *Sarcodes*, ont des hyphes intracellulaires très courts (Ditengou, 2000). Dans ces deux derniers types, les champignons sont des basidiomycètes (Redon, 2009).

I.3. Cycle de développement de la symbiose mycorhizienne

I.3.1. Etablissement de l'ectomycorhize.

La symbiose ectomycorhizienne s'établit spontanément à partir : des propagules dormantes naturellement utilisées par les champignons ectomycorhiziens, comme des sclérotés ou pseudo- sclérotés dispersées dans le sol superficiel et assurant la conservation du champignon, des spores des vieilles mycorhizes où le réseau de Hartig est encore vivant et de petits amas de mycélium protégés dans des microsites favorables (Garbaye 1991). Ce sont les racines fines de deuxième ou troisième ordre, qui se prêtent à la mycorhization. Les racines sécrètent des composés dans leur environnement immédiat, dont certains pourraient jouer le rôle d'attracteurs pour le champignon, par chimiotropisme sélectif (Horan et Chilvers, 1990).

Des protéines de la paroi cellulaire du champignon, appelées hydrophobines, jouent un rôle dans la reconnaissance de la racine par les hyphes et dans leur adhésion (Tagu et Martin, 1996; Martin et Tagu, 1999). La sécrétion d'auxine fongique induit la formation de racines latérales chez la plante, et favorise de ce fait l'établissement de la symbiose (Gay et *al.*, 1994). La mycorhization entraîne un changement morphologique des racines.

I.3.1. L'établissement des endomycorhizes

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) sont des biotrophes obligatoires incapables de compléter leur cycle de vie de manière asymbiotique (Bonfante et Bianciotto, 1995). D'après Requena et *al.* (2007), l'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules débute par le contact entre une racine compatible avec les hyphes germinatives produites par les propagules du CMA (spores asexuées ou racines déjà mycorhizées). Le cycle de développement des CMA se divise en cinq stades:

Stade 1 : Germination des spores et émergence d'un mycélium primaire, ou promycélium.

Stade 2 : Contact racinaire et développement d'un hyphopode.

Stade 3 : Pénétration du CMA dans la racine et mise en place de la forme intra-racinaire du champignon. Le mycélium pénètre à l'intérieur du système racinaire, se renfle en vésicules et forme des arbuscules.

Stade 4 : La mycorhize ainsi formée produit un réseau extra-racinaire à partir duquel sont différenciées de nouvelles spores.

Stade 5 : Après leur maturation, ces spores seront à l'origine du promycélium de départ (stade 1).

I.5. Importance de la symbiose mycorhizienne

I.5.1. Importance des mycorhizes pour le champignon

D'une manière générale, le champignon reçoit de la plante hôte un flux de photoassimilats. La part de photosynthétats transférée au champignon est non négligeable puisqu'elle peut atteindre jusqu'à 20 % du carbone fixé lors de la photosynthèse (Wright et *al.*, 1998 ; Bago et *al.*, 2000). Les sucres transférés (saccharose et glucose), sont transformés en sucres spécifiques du champignon (tréhalose ou mannitol), et consommés pour la croissance et la respiration (Hampp et Wingler, 1997). Ce flux de carbone s'effectue également sous forme d'acides aminés et de vitamines (biotine et thiamine) (Read, 1991 ; Iassac, 1992).

I.5.2. Importance des mycorhizes pour la plante hôte

I.5.2.1. Amélioration du statut hydrique de la plante hôte

L'amélioration directe de l'absorption de l'eau est, chez les ectomycorhizes, très importante. Tout d'abord le volume de sol exploré est largement augmenté par l'existence de plusieurs centaines d'hyphes émanant du manteau ectomycorhizien et s'étendant jusqu'à plusieurs dizaines de centimètres de celui-ci (Bowen, 1973). En plus, le très faible diamètre d'un hyphe extramatriciel (environ 2 à 5 μm) qui contraste avec celui d'une racine (100 à 500 μm), permet l'exploitation des microsites du sol. Chez les Angiospermes endomycorhizées, on peut observer une augmentation de la transpiration et de la conductance foliaire qui expliquerait l'amélioration de la conductivité hydrique des racines (Nouaïm et Chaussod, 1996).

I.5.2.2. Amélioration de la nutrition minérale

Le rôle majeur des CMA est l'amélioration des nutriments hydrique et minérale de la plante. Il en résulte une amélioration de la croissance des plantes mycorhizées (Sharifi *et al.*, 2007; Sheng *et al.*, 2008).

I.5.2.2.1. Amélioration de la nutrition phosphatée

La symbiose mycorhizienne favorise le prélèvement et le transfert vers la plante des éléments minéraux nutritifs très peu mobiles dans le sol comme le phosphore (Duponnois *et al.*, 2005 ; Lambers *et al.*, 2008). En effet, Le champignon est capable de prélever les orthophosphates (H_2PO_4^- , HPO_4^{2-}) assimilables, bien au-delà de la zone d'épuisement des racines. De plus, il peut utiliser les formes organiques ou minérales non assimilable du sol en accroissant la taille du pool assimilable au voisinage de la racine par l'excrétion d'enzymes (phosphatases) dégradant les phosphates organiques (Mousain *et al.*, 1997 ; Duhoux et Nicole, 2004), ainsi que de grandes quantités d'acides organiques (Oburger *et al.*, 2010), en particulier de l'acide oxalique. Ce dernier est un puissant chélatant qui piège les cations comme le calcium, libérant ainsi les phosphates (Le Tacon et Selosse, 1997 ; Neumann et Römheld 2007).

I.5.2.2.2. Amélioration de la nutrition azotée

Duhoux et Nicole, (2004), ont montré que les champignons contribuent à l'amélioration de la nutrition azotée chez la plante-hôte de deux façons :

- la mise à disposition de la plante (**Figure 4**), par la machinerie enzymatique du champignons, de certaines formes d'azotes (acides aminés, peptides et protéines) mal utilisées par la plante seule ;
- augmentation des quantités d'azote minéral (NO_3^- et NH_4^+) absorbé par le système mycorhizien.

I.5.2.2.3. Amélioration de la nutrition potassique

Des recherches ont démontrés que certaines ectomycorhizes peuvent pénétrer à l'intérieur de cristaux de feldspaths en les dissolvants et ainsi y puiser du potassium.

I.5.2.2.4. Amélioration la nutrition en oligoéléments

L'amélioration de la nutrition minérale des plantes concerne également les oligoéléments (B, Br, Cl, Cu, Cr, Cs, Co, Fe, Mo, Mn, Ni, Si, Zn) (He et Nara, 2007).

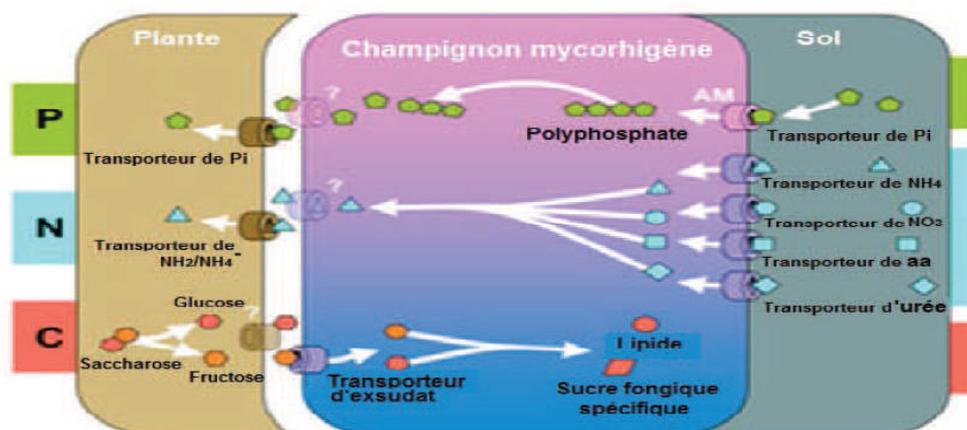


Figure 4 : schéma des processus d'échanges lors d'une symbiose mycorhizienne (Duhoux et Nicole, 2004).

I.5.2.3. 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, Karabaghli et *al.* (1997) rapportent que les champignons ectomycorhiziens peuvent produire des composés hormonaux, notamment de l'acide indole-3-acétique (AIA), qui intervient probablement dans l'établissement de l'association symbiotique en stimulant la formation de racines courtes réceptives à l'infection.

I.5.2.4. Protection contre les agresseurs

Plusieurs travaux ont mis en évidence l'intérêt d'utiliser les CMA comme agent de biocontrôle contre les agents phytopathogènes (Sharma et Adholeya 2000; Harrier and Watson 2004; Mukerji et Ciancio, 2007)

Les plantes mycorhizées sont plus résistantes à plusieurs agents pathogènes racinaires et quelques agents pathogènes foliaires (Whipps, 2004; Pozo et *al.*, 2013). Cette protection apportée par la colonisation mycorhizienne résulterait d'une combinaison de:

- La stimulation de la croissance de la plante par une meilleure nutrition et la compensation par la symbiose des dommages causés par l'agent phytopathogène (Dalpé, 2005; Wehner et *al.*, 2010).

- La compétition directe entre les CMA et les organismes phytopathogènes liées à la disponibilité des nutriments, notamment des photosynthétats et des sites d'infection sur la racine (Cordier et *al.*, 1998; Dalpé, 2005; Pozo et *al.*, 2013; Wehner et *al.*, 2010).

- La transformation morphologique et architecturale de la racine peut également freiner la dynamique infectieuse du pathogène, bien que la preuve d'une corrélation ne soit pas toujours mise en évidence à ce jour (Tawarayama, 2003; Pozo et al., 2009; Wehner et al., 2010). De plus, les CMA induisent la formation de racines latérales plus épaisses (Matsubara et al., 1995).

- La modification de la microflore et de l'augmentation du taux de matière organique dans les sols. La colonisation par le CMA peut conduire à une évolution de la qualité et la quantité des exsudats racinaires (Sood, 2003; Pivato et al., 2008). Ces changements peuvent stimuler la synthèse de composés produits par la microflore ayant une activité antagoniste vis-à-vis de certains pathogènes racinaires (Barea et al., 2005; Pozo et al., 2009; Wehner et al., 2010; Jung et al., 2012). Les travaux de Siasou et al. (2009) ont montré qu'une bactérie rhizosphérique telle que *Pseudomonas fluorescens* peut conférer une protection chez les plantes, notamment lorsqu'elles sont mycorhizées par *R. irregularis*, contre *Gaeumannomyces graminis*, l'agent causal du Piétin, en synthétisant un antibiotique, le 2,4-diacetylphloroglucinol.

- L'induction ou la suppression de certains mécanismes de défense des plantes, notamment les mécanismes enzymatiques (revue de Dalpé, 2005; Pozo et al., 2009; Wehner et al., 2010). En effet, la protection par la mycorhization contre les parasites racinaires a été associée à l'accumulation de phénols, de FAO, de phytoalexines et l'induction de l'activité d'enzymes hydrolytiques telles que les chitinases et les β -1,3- glucanases dans les racines mycorhizées (Cordier et al., 1998; Dumas-Gaudot et al., 2000; Yao et al., 2003; Li et al., 2006). La protection conférée par l'association mycorhizienne aux plantes contre le nématode *Meloidogyne incognita* a été associée à l'expression d'un gène codant pour une chitinase, VCH3, exprimé dans tout le système racinaire (Li et al., 2006). Enfin, l'accumulation de protéines de défense, notamment des protéines PR et l'implication des voies de signalisation de l'AJ, de l'ET et de l'AS, connus pour jouer un rôle majeur dans la régulation des mécanismes de défense des plantes, semblent être à l'origine de ces processus de protection (revue de Van Wees et al., 2008).

Contrairement aux maladies racinaires, peu de travaux ont été menés sur la protection conférée par les CMA sur les maladies foliaires et les résultats sont moins concluants et souvent contradictoires (revue de Pozo, 2013). L'efficacité de la protection induite par la symbiose mycorhizienne semble être fortement dépendante du mode de vie du pathogène ciblé (Pozo et Azcón-Aguilar, 2007; Jung et al., 2012). Ainsi, les premières études ont

rapporté une plus grande sensibilité des plantes mycorhizées aux virus (Germns et *al.*, 2001; Whipps, 2004). En ce qui concerne les agents pathogènes hémibiotrophes, la symbiose mycorhizienne n'induit pas toujours une protection (Chandanie et *al.*, 2006; Campos-Soriano et *al.*, 2012). En revanche, plusieurs études mettent en évidence l'effet protecteur de la symbiose mycorhizienne contre les pathogènes foliaires nécrotrophes (Fritz et *al.*, 2006; Pozo et *al.*, 2013).

I.5.2.5. Résistance au stress abiotique

Une meilleure croissance des plantes mycorhizées a été observée dans des conditions de sécheresse, de salinité et sur des milieux contaminés par divers polluants (Auge, 2001; Porcel et *al.*, 2012; Ferrol et *al.*, 2009) suggérant un effet protecteur de la mycorhization contre les stress abiotiques. La tolérance des plantes mycorhizées à ces différents stress abiotiques serait attribuée à un ensemble de processus physiologiques dont, une meilleure nutrition minérale et hydrique conduisant à un meilleur développement de la plante (Augé, 2001).

Sur des sols calcaires, les champignons mycorhiziens protègent les racines contre le calcium qui va être toxique pour la plante en limitant l'absorption de cet élément, en excréant dans le milieu des acides organiques qui vont le chélater dans le sol, en limitant son transfert à la racine, en le stockant dans les parois des racines ou dans la vacuole qui est un compartiment de détoxification bien connu (Genet, 2008 ; Oburger et *al.*, 2010).

Quant à la survie des plantes mycorhizées par des CMA dans des milieux pollués, une plus faible accumulation des polluants dans ces plantes ou une diminution de leur transport des racines vers les parties aériennes peuvent être à l'origine de cet effet protecteur. Il a été démontré que les éléments traces métalliques, par exemple, étaient séquestrés dans les vacuoles et les parois fongiques, préservant ainsi les tissus végétaux (Rivera-Becerril et *al.*, 2002). Une accumulation des hydrocarbures aromatiques polycycliques dans les hyphes et les spores des CMA a été également observée par Verdin et *al.* (2006).

D'une façon générale, il a été suggéré que la symbiose mycorhizienne arbusculaires diminuerait les effets de divers stress abiotiques chez les plantes en atténuant le stress oxydant par induction de systèmes anti-oxydants enzymatiques (superoxyde dismutase, ascorbateperoxydase, guaicol-peroxydase, catalase) et non enzymatiques (ascorbate et glutathion) (Debiane et *al.*, 2009; Ruíz-Sánchez et *al.*, 2010). Ces systèmes antioxydants permettent l'élimination des espèces réactives de l'oxygène générées en condition de stress et

par conséquent, la protection des lipides membranaires et de l'ADN contre les dommages oxydatifs.

I.5.2.6. Agrégation des sols

Le réseau mycélien des CMA intervient sur la macroagrégation des constituants du sol et donc sur sa stabilité (Tisdall, 1991). Les hyphes libèrent dans le sol la glomaline, une glycoprotéine qui permet la formation des macroagrégats stables (Tisdall, 1994). Cette stabilité du sol permet de lutter contre l'érosion, mais aussi la perte de nutriments et de la matière organique par lixiviation des sols, ce qui permet de maintenir une productivité intéressante des sols cultivés (Schreiner et Bethlenfalvay, 1995).

II. L'olivier

L'olivier se distingue des autres espèces fruitières par sa très longue longévité pouvant donner des arbres plusieurs fois centenaires (Bardoulat, 2005). Il est également réputé pour sa rusticité lui permettant de se développer et de fructifier sous des conditions de climat semi-aride et sur des sols parfois très pauvres. Il est aussi un arbre qui se multiplie très facilement par voie végétative (Loussert et Brousse, 1978), l'une de ces espèces méditerranéennes qui peuvent être soit forestières, soit arboricoles (Seigue, 1985).

II.1. Origine et distribution géographique

L'olivier a une origine très ancienne. Les analyses du charbon et du pollen attestent que l'oléastre existait en Afrique du nord au moins dès le XII^{ème} millénaire et plus précisément au Liban et en Syrie d'où se fit son expansion vers l'ouest, en se répandant dans tout le bassin méditerranéen. Il est aujourd'hui cultivé dans toutes les régions du globe se situant entre les latitudes 30° et 45° des deux hémisphères, des Amériques (Californie, Mexique, Brésil, Argentine, Chili), en Australie et jusqu'en Chine, en passant par le Japon et l'Afrique du Sud (Figure 5).



Figure 5: carte oléicole mondiale (COI, 2013)

II.2. Importance de l'olivier

II. 2.1. Dans le monde

Avec une superficie actuelle d'environ 9,6 millions d'hectares, l'olivier occupe le 24^{ème} rang parmi les 35 espèces les plus cultivées au monde (FAO, 2012). On compte actuellement plus de 900 millions d'oliviers cultivés à travers le monde, mais le bassin méditerranéen reste sa terre de prédilection, avec près de 95% des oliveraies mondiales (Benhayoun et Lazzeri, 2007).

Selon la FAO, (2020), la production mondiale de la campagne 2018/2019 est estimée à 21.066.062 tonnes sur une superficie de 10.513.320 ha et un rendement moyen de 20.037 hg/ha. La production de cette campagne est environ 1,1 % que celle de l'année précédente dont la récolte estimée tourne autour de 2.087.278.8 tonne (**Tableau 2**) dont 92 % sont utilisés pour l'extraction d'huile, le reste étant consommé en tant qu'olives de table. Les quatre premiers pays producteurs (Espagne, Italie, Grèce et Turquie) assurent 80 % de la production mondiale d'olives. Les pays situés dans la zone méditerranéenne, assurent 95 % de la production mondiale des olives (FAO, 2020).

Tableau 2 : Evolution de la production des olives dans le monde et dans quelques pays (FAO stat, 2020)

Zone		2015	2016	2017	2018
Algérie	Superficie récoltée (ha)	406.571	424.028	432.961	431.009
Turquie		836.935	845.542	846.062	864.428
Espagne		2.351.370	2.521.694	2.554.829	2.579.001
Grèce		821.206	965.000	871.892	963.120
Portugal		351.340	356.183	358.276	361.483
Monde		10.141.126	10.604.658	10.804.517	10.513.320
Algérie		Rendement (hg/ha)	16.079	16.424	15.809
Turquie	20.312		20.460	24.821	17.358
Espagne	25.295		28.086	25.636	38075
Grèce	35.410		29.839	31.202	11204
Portugal	20.575		13.364	24.456	20475
Monde	20.308		19.185	1.939	20.037
Algérie	Production (tonnes)		653.725	696.436	684.461
Turquie		1.700.000	1.730.000	2.100.000	1.500.467
Espagne		5.947.700	7.082.550	6.549.499	9.819.569
Grèce		2.907.866	2.879.500	2.720.488	1.079.080
Portugal		7.22.893	476.003	876.215	740.151
Monde		20.595.045	20.344.597	20.872.788	21.066.062

II. 2.2. En Algérie

Comme dans la plupart des autres pays méditerranéens, l'olivier constitue l'une des principales espèces fruitières plantées en Algérie. Elle couvre une superficie de 431.009 ha avec 23 million d'arbres, soit plus de 50 % du patrimoine arboricole national (FAO 2018 ; Missat, 2012). D'après Chaux in Sekour (2012), il se concentre notamment dans trois principales régions : la région du Centre (54 %), la région de l'Est (29 %) et la région de l'Ouest (17 %). Pour la région centre, l'essentiel du verger oléicole de cette zone (95 %) est occupé par les wilayas de Bejaïa, Tizi-Ouzou et Bouira (**Figure 6**).

La superficie oléicole a bien nettement augmenté par la mise en place d'un programme national pour le développement de l'oléiculture intensive dans les zones steppiques, présahariennes et sahariennes (Msila, Biskra, Ghardaïa...) en vue d'augmenter les productions et de minimiser les importations.

La production moyenne annuelle se situe entre 653.725 et 860.784 tonnes d'olive entre les années 2015 et 2018 (FAO, 2020).

L'Algérie est classée parmi les pays à production modeste, avec une production de 97000 tonnes en 2019 (OIC, 2020). Selon les statistiques agricoles du ministère de l'Agriculture la production oléicole a connu une augmentation de 99% durant la période 2010-2017 par rapport à la décennie précédente (2000-2009).

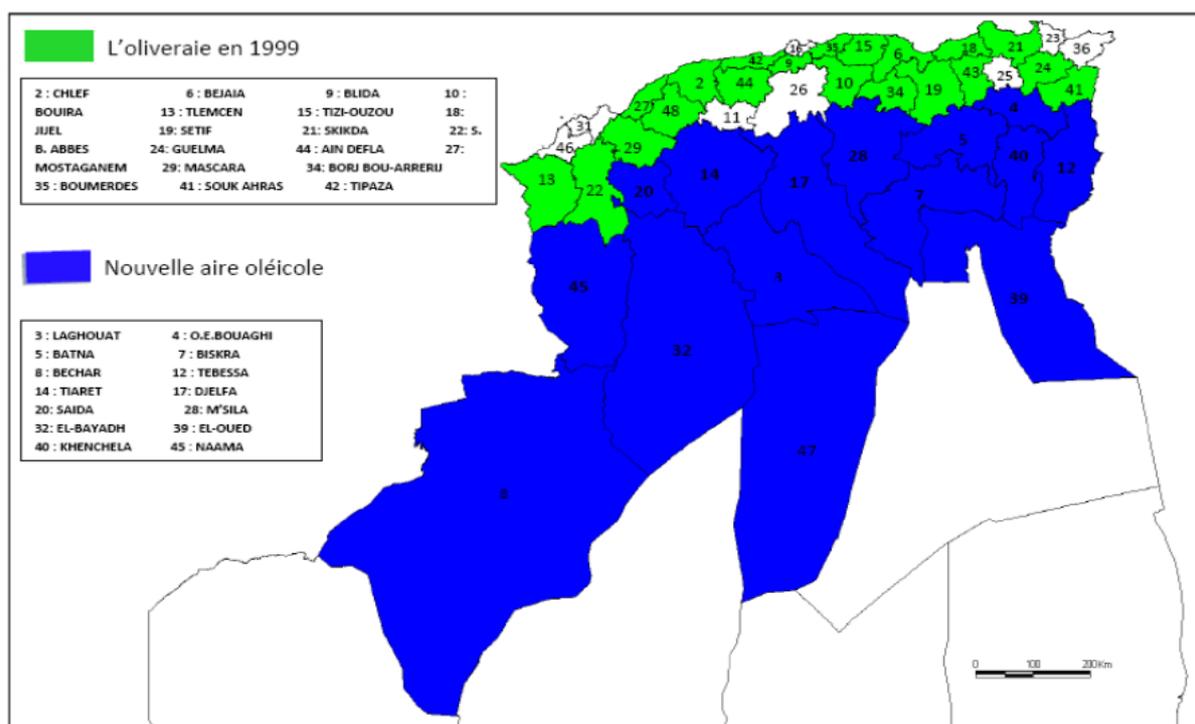


Figure 6 : Carte oléicole d'Algérie (ITAFV, 2008).

II. 3. Variétés cultivées en Algérie

Le profil variétal est constitué essentiellement de deux variétés très répandues (les plus dominantes) Chemlal et Sigoise. Cette faible diversité variétale contraste avec celle des milieux de production. Il existe des variétés populaires « Aberkane », « Aidel », « Bouchouk », « Agraraz », « Aime », « Azeradj », « Bouchouk », « Rugette », « Blanquette », « Hamma », et « Limli » (Sahli, 2009) très rustiques et très adaptées aux conditions pédoclimatiques de leur milieu d'implantation mais qui ne sont pas multipliées (Figure 7).

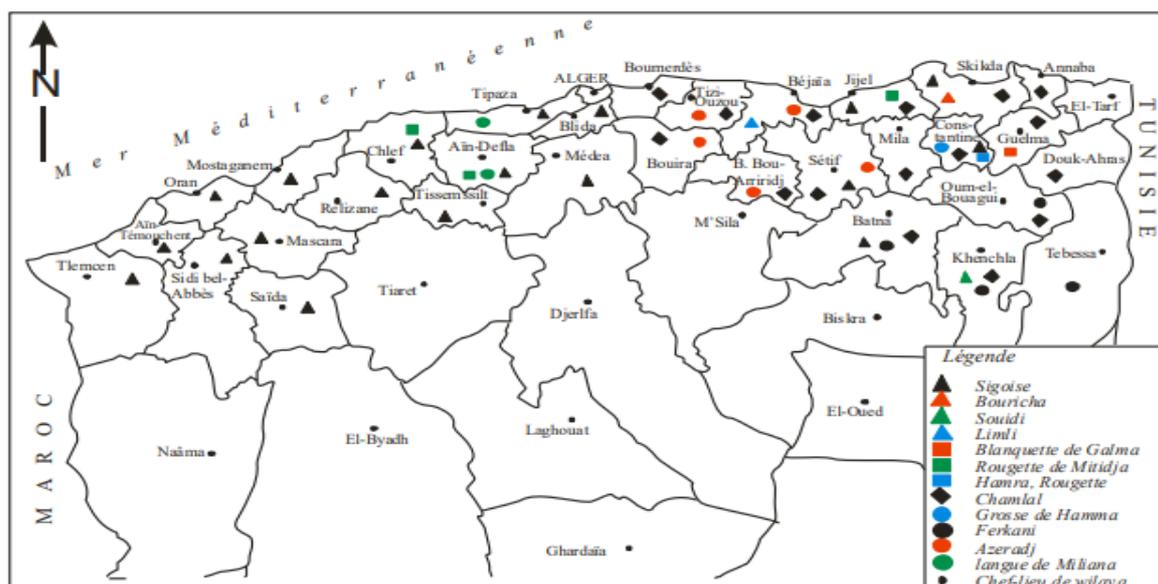


Figure 7: Les différentes variétés d'olivier produites en Algérie (d'après Saad, 2009).

II.4. Systématique

L'olivier appartient à la famille des oléacées, genre *Olea* qui comprend 35 espèces (Corderiro et al., 2008). La seule espèce portant des fruits comestibles est l'*Olea europea* L. (Breton et al., 2006a ; Rubio De Casas et al., 2006). Selon la systématique moléculaire de Strikis et al., (2010), la classification de l'olivier (*Olea europea* L.) est la suivante :

Règne	: Plante
Sous règne	: Tracheobionate
Division	: Magnoliphytes
Embranchement	: Spermaphytes
Sous embranchement	: Angiospermes
Classe	: Dicotylédones

- Sous classe** : Astéridées
Ordre : Lamiales
Famille : Oléacées
Genre : *Olea*
Espèce : *Olea europaea* L.

Olea europaea L. est l'unique espèce méditerranéenne représentative du genre *Olea*. Certaines classifications distinguent deux sous-espèces:

- l'olivier cultivé: *Olea europaea* Linné ssp *Sativa*.
- L'olivier sauvage: *Olea europaea* Linné ssp *Sylvestris*.

II.5. Morphologie de l'olivier

L'olivier se distingue des autres espèces fruitières par sa 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 sempervirent; sa dimension et sa forme varient selon les variétés et les conditions édaphoclimatiques. Il prend couramment une forme pyramidale qui peut atteindre 12 à 15 mètres de hauteur. Le tronc est couvert d'une écorce gris cendré et se ramifie en rameaux tortueux, l'ensemble formant une cime irrégulière.

Maillard (1975) affirme que les feuilles sont vert foncé, la face inférieure présente un aspect argenté. Elles sont opposées, courtement pétiolées, lancéolées, aiguë, entière, ferme, dures et coriaces, lisses et persistantes, d'une durée de vie d'environ trois ans.

Selon Michel pierre (1987), les fleurs sont petites, blanc jaunâtre, forment des grappes dressées à l'aisselle des feuilles de l'extrémité des rameaux. Les inflorescences sont constituées de grappes longues et flexueuses pouvant comporter 4 à 6 ramifications secondaires (Loussert et Brousse, 1978). Les fleurs sont en nombre très variable suivant la variété, de 10 à 40 par grappe en moyenne ; elles sont hermaphrodites (Ouksili, 1983 ; Saoudi, 1994). La formule florale est : $4 S + 4 P + 2 E + 2 C$ (Loussert et Brousse, 1978).

Le fruit, de forme ovoïde ou ellipsoïde, est une drupe à mésocarpe charnu et endocarpe dur. Il est riche en lipides (Amirouche, 1976 ; Loussert et Brousse, 1978).

L'olivier développe un système racinaire peu profond 60 à 100 cm à développement latéral, dont les racines principales débordent peu l'aplomb du feuillage, alors que les racines

secondaires et les racelles peuvent explorer une surface de sol considérable permettant l'alimentation de l'arbre en cas de sécheresse (**Figure 8**) (Amouretti et Comet, 2005).



Figure 8: Sol profond permettant le développement du système racinaire jusqu'à 1 m de profondeur (Masmoudi-Charf *et al.*, 2016).

II.5. Cycle de développement de l'olivier

Au cours de son cycle annuel de développement l'olivier passe par les phases suivantes (**Figures 9 et 10**) :

1. *janvier-février* : induction, initiation et différenciation florale.
2. *courant mars* : croissance et développement des inflorescences à l'aisselle des feuilles qui portent les rameaux de l'année précédente.
3. *avril* : pleine floraison.
4. *fin avril- début mai* : fécondation et nouaison des fruits.
5. *juin* : début de développement et grossissement des fruits
6. *septembre* : véraison.
7. *octobre* : maturation du fruit et son enrichissement en huile.
8. *mi-novembre - janvier* : récolte des fruits.

La période la plus intense du cycle annuel se déroule de mars à juin. Au cours de cette phase, les besoins en nutriments de l'arbre sont les plus intenses (Si Bennasseur, 2005).

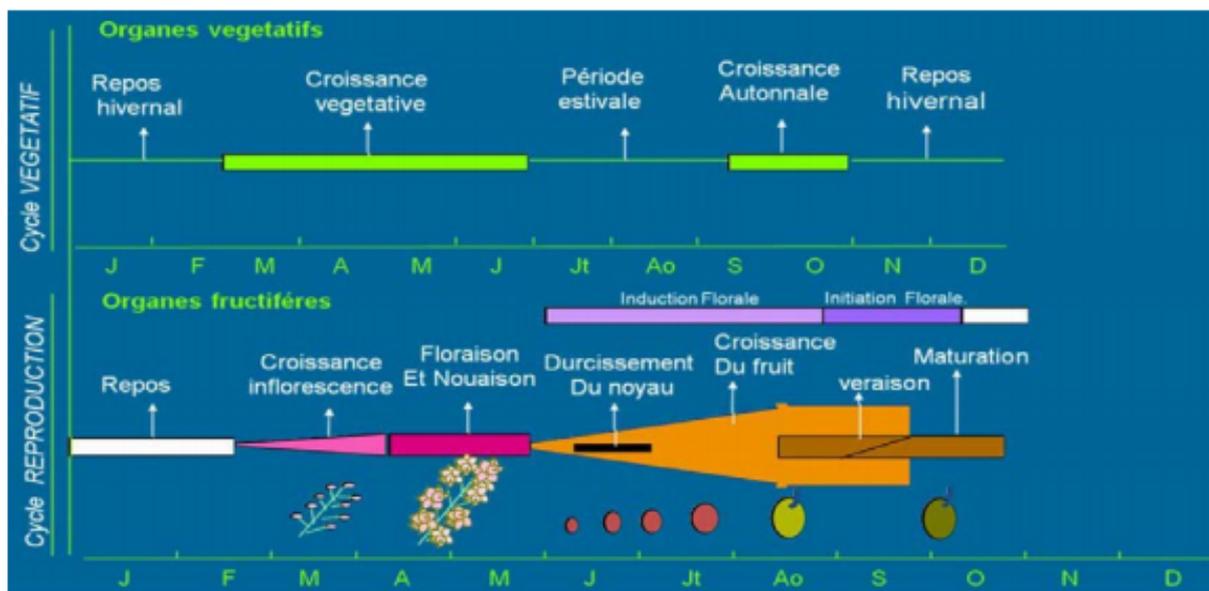


Figure 9: Stades phénologiques d'olivier (Girona ,2001).

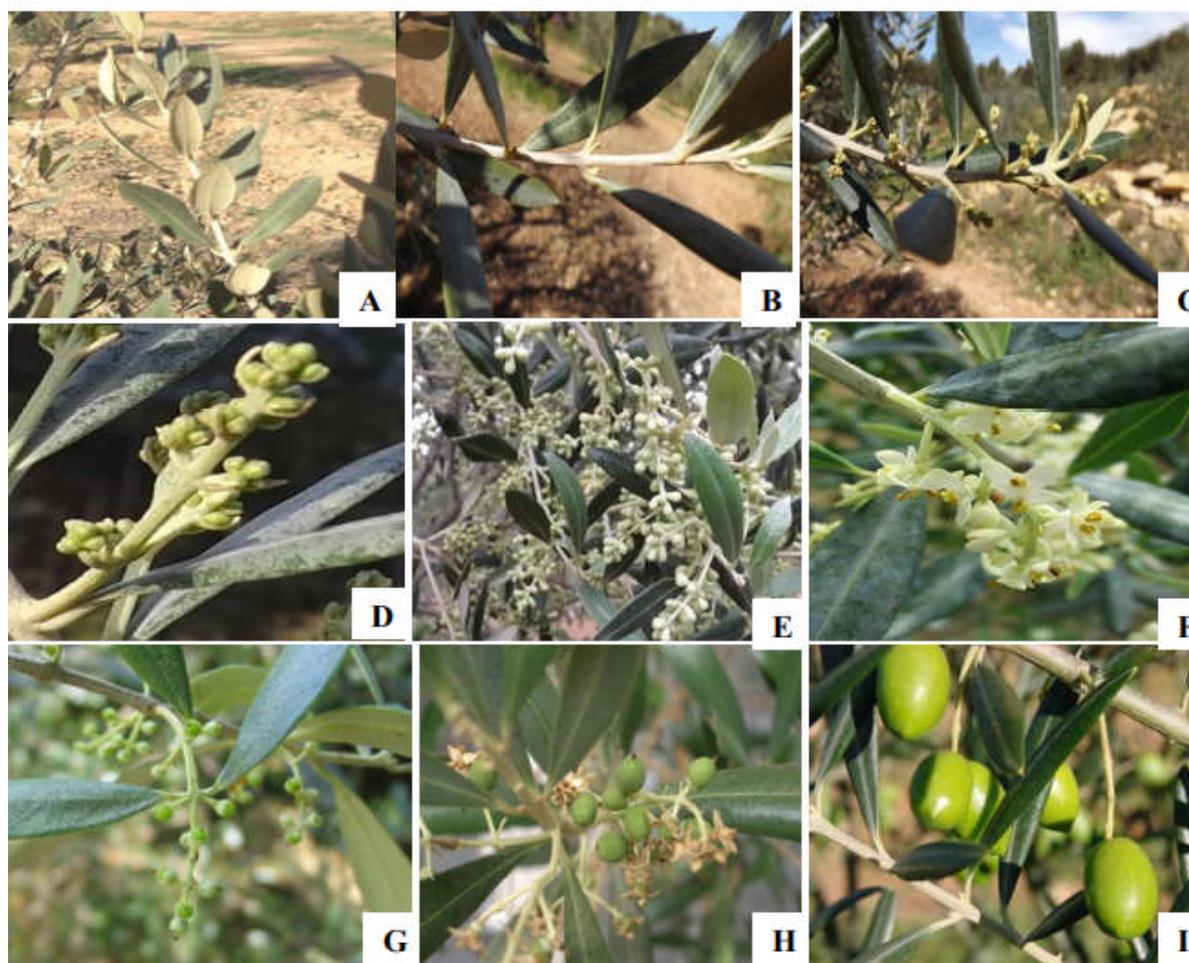


Figure 10: Cycle de développement de l'olivier (Originale, 2016 ; Colbrant et Fabre, 2011)

A : Stade hivernal ; B : Réveil végétatif ; C : Formation des grappes florales ; D : Gonflement des boutons floraux ; E : Différenciation des corolles ; F : Floraison ; G : Chute des pétales et nouaison ; H : Grossissement du fruit ; I : Maturation du fruit (Olive verte).

L'olivier ne produit naturellement qu'une année sur deux en l'absence de taille, et la production s'installe lentement, progressivement, mais durablement; entre 1 et 7 ans, c'est la période d'installation improductive, dont la durée peut doubler en cas de sécheresse; jusqu'à 35 ans, l'arbre se développe et connaît une augmentation progressive de la production; entre 35 ans et 150 ans, l'olivier atteint sa pleine maturité et sa production optimale. Au-delà de 150 ans, il vieillit et ses rendements deviennent aléatoires (Breton ; 2006).

II.6. Exigences de l'olivier

II.6.1. Rayonnement solaire

L'olivier exige de fortes quantités d'énergie solaire pour assurer son développement et surtout une fructification normale (Baldy, 1990). Il semble que la majeure partie de la nouaison des olives s'effectue dans la zone à plus forte insolation (Trigui, 1987 cité par Baldy, 1990).

II.6.2. Pluviométrie

La production de l'olivier est normale avec 600 mm de pluie bien répartis dans le temps. Entre 450 et 600 mm, la production est possible pour un sol profond et argilo limoneux. Avec une pluviométrie inférieure à 200 mm, l'oléiculture est économiquement non rentable. Les facteurs défavorables de la production des oliviers sont: les vents chauds au cours de la floraison, et les gelées en printemps (Walid et *al.*, 2003).

II.6.3. Température

En repos végétatif hivernal, l'olivier résiste jusqu'à -8 à -10°C ; toutefois, les dégâts peuvent être très importants pour les basses températures (0 à -1°C) pendant la floraison. A des températures élevées (35-38°C), la croissance végétative s'arrête à 40°C et plus, l'appareil foliacé peut être brûlé et les fruits peuvent chuter, surtout si l'irrigation est insuffisante (**Tableau 3**).

Tableau 3 : Critères thermiques pour l'olivier (Sebei, 2007)

Stade de développement	Températures (°C)
Repos végétatif hivernal	10 à 12
Réveil printanier	-5 à -7
Zéro végétation	9 à 10
Développement des bourgeons	14 à 15
Inflorescences	18 à 19
Flouraison	21 à 22
Fécondation	35 à 38
Arrêt de végétation	>40
Risque de brûlure	10 à 12

II.6.4. Altitude

Une altitude très élevée n'est pas favorable, (Ozenda, 1982). En région méditerranéenne, la culture de l'olivier ne devra pas en principe dépasser les altitudes de 800 m en exposition sud et 600 m en exposition nord. Cependant en Algérie, l'olivier croît en grande Kabylie jusqu'à 1000 m (suivant l'exposition).

II.6.5. Hygrométrie

L'olivier redoute des taux élevés de l'humidité de l'air, ce qui interdit sa culture à proximité immédiate de la mer. Une humidité excessive et permanente favorise le développement de certains parasites (Loussert et Brousse, 1978).

II.6.6. Exigences édaphiques

L'olivier est peu exigeant en matière de sol. Il est susceptible de se développer dans les sols pauvres, qu'ils soient argileux ou légers, rocailleux ou pierreux. Mais les terrains très argileux et lourds représentent une limite, ainsi que ceux à forte humidité pendant de longues périodes (Laumonier, 1960 ; Civantos, 1998). Le système racinaire de l'olivier s'étend de préférence dans les 50 à 70 premiers cm du sol, les racines pouvant aller jusqu'à un mètre de

profondeur pour chercher un supplément d'eau. C'est pourquoi le sol doit être adapté en termes de texture, de structure et de composition sur une profondeur d'au moins un mètre (**Tableau 4**) (Tombesi *et al.*, 2005).

Tableau 4: Caractéristiques d'un sol adéquat pour l'oléiculture (Tombesi *et al.*, 2007).

Texture	Sable Limon Argile	20-75% 5-35% 5-35%
Structure	Friable	
Capacité de rétention d'eau	30-60 %	
Perméabilité	10-100 mm/h	
pH	7-8	
Matière organique	>1%	
Azote	>0,10 %	
Phosphore disponible (P_2O_5)	5-35 ppm	
Potassium échangeable (K_2O)	50-150 ppm	
Calcium échangeable ($CaCO_3$)	1 650-5 000 ppm	
Magnésium échangeable	10-200 ppm	

II.6.7. Fertilisation de l'olivier

Pour l'oléiculture il existe deux modes de fertilisation en fonction de la conduite des vergers, en culture pluviale ou en irriguée. Ainsi les doses d'engrais à apporter sont en fonction des besoins en eau des oliviers (Civantos, 1999 ; Lopez-Granados *et al.*, 2004). La fertilisation de l'olivier est très difficile car en plus des contraintes pédoclimatiques, il subit une forte alternance de la production (Jordano *et al.*, 1993). Cette alternance est importante chez la variété Chemlal en Tunisie (Benrouina et Trioui, 2002). Les rendements sont six fois plus faibles entre l'année « on » et l'année « off » respectivement (Sibbett et Ferguson, 2002).

Le diagnostic de l'état nutritionnel de l'oliveraie, par les analyses solution du sol-eau-plante, est la seule alternative pour déterminer ses besoins nutritifs à un moment précis. Ces analyses, associées à la connaissance des caractéristiques du sol permettent de formuler en conséquence des recommandations en matière de fertilisation.

II.6.7.1. Besoins en azote

L'olivier absorbe toute l'année l'azote présent dans le sol mais de façon lente : très peu l'hiver, davantage au printemps et en automne. Ses besoins étant très importants de mars à juillet pour l'élaboration des tiges, des feuilles, des fleurs, des fruits et des racines. Ses capacités d'absorption étant faibles, il mobilise ses réserves pour faire face à ses importants

besoins. Il reconstitue ses réserves ensuite d'août à novembre (Denis, 2000 ; Chaman, 2005 ; Skiredj, 2005).

II.6.7.2. Besoins en potassium

Le potassium intervient dans la nutrition de l'arbre en période de pleine croissance végétative, à la floraison en favorisant l'épanouissement des fleurs et pendant le grossissement des fruits, il améliore la saveur et la couleur. Pour assurer une bonne alimentation potassique chez l'olivier, il est important d'éviter la compaction et le mauvais drainage du sol (Argenson *et al.*, 1999).

II.6.7.3. Besoins en phosphore

Le phosphore permet d'activer la croissance des bourgeons et des racines, il stimule la synthèse des glucides et leurs mises en réserve dans les graines et les fruits. C'est un facteur de précocité et de résistance au froid (White and Hammond, 2008 ; Karemangingo, 2004). Après l'eau et l'azote, la carence en phosphore constitue un facteur limitant de la production végétale (Fardeau, 1989). Il est souvent un élément limitant de la croissance des plants (Vance *et al.*, 2003) et y compris l'olivier (Denis, 2000). Le fait que le phosphore soit un élément limitant est lié d'une part, à sa faible teneur dans les sols et d'autre part, à sa très forte rétention par les constituants du sol qui rend sa biodisponibilité faible (Comerford *et al.*, 2002; St Clair et Lynch, 2010).

Pour cette raison, le phosphore est un facteur de qualité car il favorise les différents stades physiologiques de l'olivier surtout lors de la reprise végétative. On note également que le phosphore accroît la résistance au froid, à la sécheresse et aux maladies (Denis, 2000 ; Karemangingo, 2004). Les besoins les plus importants en phosphore pour l'olivier se situent lors de la floraison et de développement des fruits (Loussert et Brousse, 1978). Des valeurs optimales pour cet élément sont calculées et varient entre 20 et 280 ppm (Gargouri *et al.*, 2006), avec un seuil critique de 8 ppm de phosphore pour l'olivier cultivé en Tunisie (Gargouri et Mhiri, 2002).

II.6.8. Exigences culturales

L'olivier exige les façons culturales superficielles du sol qui doivent être d'autant plus fréquentes que la sécheresse est plus grande. La pratique de deux labours annuels, l'un à l'automne avant la période des pluies, l'autre à la fin de l'hiver. Une fumure phosphopotassique est de préférence incorporée au labour d'automne (Laumonnier, 1960). Comme les arbres fruitiers, l'olivier réagit favorablement à la taille. Elle permet de guider son

développement vers la mise à fruit rapide et en particulier de régulariser sa production en tendant à diminuer son alternance. Enfin, elle permet de prolonger la période d'exploitation du verger (Loussert et brousse, 1978).

III. les ennemis de l'olivier

Il existe près de 250 ennemis de l'olivier (Cautero, 1965) qui peuvent causer des dégâts importants sur les arbres : défoliation, dessèchement des branches et la mortalité (Delphine et François, 2002).

On peut diviser les ennemis de l'olivier en quatre grandes catégories :

- Les attaques dues à des insectes.
- Les maladies dues à des champignons.
- Les maladies dues à des dégénérescences ou aux carences.
- Les maladies bactériennes ou virales.

III.1. Insectes ravageurs

L'olivier peut souffrir des déprédations d'une bonne quinzaine d'insectes spécifiques de cet arbre dont certains sont plus particulièrement nuisibles dans certaines régions de culture intensive.

III.1.1. La mouche de l'olive (*Dacus oleae*)

La mouche de l'Olive (*Dacus oleae*) est le ravageur le plus préoccupant pour les Oléiculteurs. Les dégâts causés sur les olives peuvent aller jusqu'à 30 % de fruits abimés et non utilisables. Les attaques de cet insecte conduisent également à une altération de la qualité de l'huile, provoquant une augmentation du taux d'acidité (I. N. P. V. 2009).

L'adulte mesure de 4 à 5mm de long et présente dans la partie apicale de l'aile une tache noire caractéristique de l'espèce, la femelle possède au bout de l'abdomen un ovipositeur de ponte. La larve mesure à la fin de son développement jusqu'à 7mm de long, elle est de couleur blanche. La pupa est de couleur crème à brun doré, et mesure entre 3 et 4mm de long sur 2mm de large (**Figure 11**).

La lutte biologique est possible à l'aide d'insectes auxiliaires. Cependant les Hyménoptères parasitoïdes, les Carabes et les Oiseaux sont aussi des prédateurs dont l'efficacité est certaine mais difficile à mesurer en conditions naturelles (Groussier et al, 2009).



Figure 11: La mouche de l'olive (*Dacus oleae*). **A)** Mouche adulte **(B)** olives piquée les femelles lors de la ponte, **(C)** larve dévorant un fruit.

III.1.2. La teigne de l'olivier: *Prays oleae* BERN.

C'est un petit papillon (12-14 mm de long) qui attaque les feuilles, les fleurs, et les fruits. Le traitement le plus efficace et le moins nocif pour l'environnement est la lutte biologique à base d'une bactérie *Bacillus Thuringiensis* (**Figure 12**).

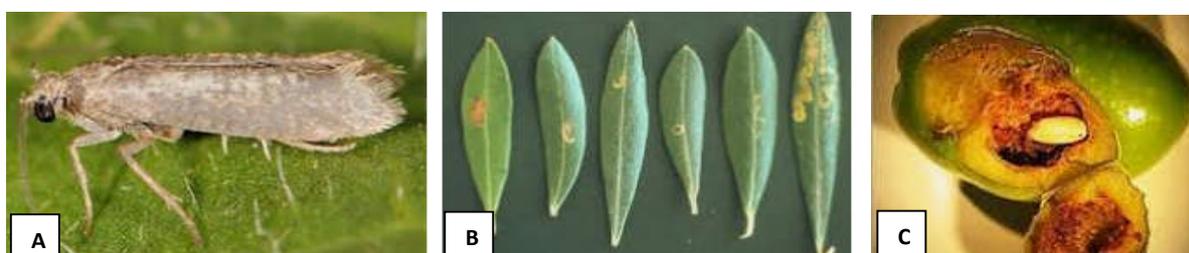


Figure 12 : La teigne de l'olivier(*Prays oleae* BERN) : **A)** teigne adulte, **(B)** necroses et galeries sur les feuilles de l'olivier, **(C)** larve sur olive.

III.1.3. Le psylle de l'olivier ou coton : *Euphyllura olivina* COSTA.

Le psylle c'est un insecte Homoptère qui mesure environ 2.5 mm de long. Ses larves vert clair vivent en colonies sur les jeunes pousses et les hampes florales où elles consomment la sève nécessaire au développement des fruits. Elles secrètent une matière blanche floconneuse et des exsudats sucrés pouvant induire la fumagine. Un traitement à base d'un bioinsecticide semble être efficace pour contrôler cet insecte (**Figure 13**) (Lhadj Mohand et Sediri, 2015),

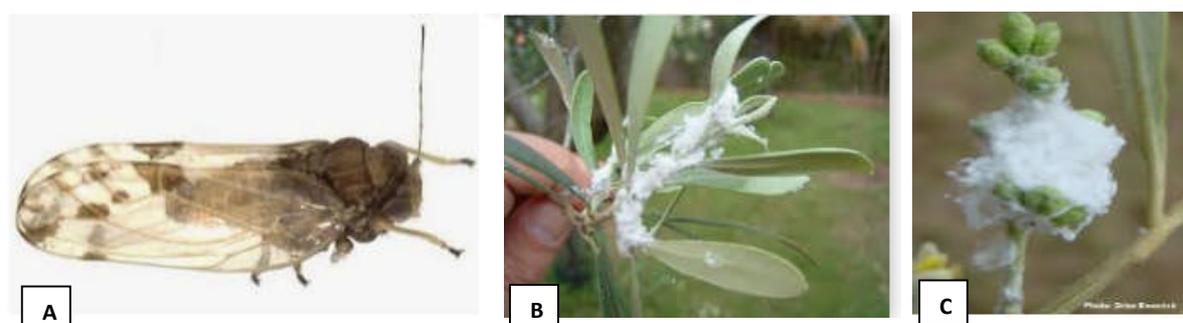


Figure 13 : Le psylle de l'olivier (*Euphyllura olivina* COSTA). **A)** Psylle adulte, **B et C)** coton sur feuilles et fruits.

III.1.4. Le néiroun ou Scolyte de l'olivier: *Phloeotribus scarabaeoides* BERN.

C'est un coléoptère de 2 mm de long qui creuse ses galeries dans l'aubier à la base des brindilles ou dans les charpentes provoquant un arrêt de la sève et la mort des branches attaquées. Ses dégâts, dus aussi bien à la larve qu'à l'adulte, sont surtout apparents au printemps par la sciure qui est rejetée sur l'écorce au niveau des loges de ponte (**Figure 14**) (Nasles, 2011).



Figure 14: Scolyte de l'olivier (*Phloeotribus scarabaeoides* BERN) : **A)** Scolyte adulte, **B)** galeries sur brindille.

III.1.5. L'hylésine: *Hylesinus oleiperda* F.

C'est un petit coléoptère noir qui mesure 2 à 3 mm de long. Contrairement au néiroun, l'hylésine s'attaque aux arbres vigoureux. Sa présence se détecte par l'observation sur les rameaux d'une coloration rouge violacée très nette et caractéristique, boursouflant un peu le rameau atteint, dont l'écorce se craquelle. Le rameau se dessèche et peut casser. La lutte sera essentiellement prophylactique, consistant à éliminer et à brûler les rameaux atteints à la fin de l'hiver, quand les larves sont dans les rameaux (**Figure 15**) (Nasles, 2013).



Figure 15: L'hylésine (*Hylesinus oleiperda* F). **A)** dégâts sur bois, **B)** dégâts sur un rameau isolé.

III.1.6. La cécidomyie des écorces de l'olivier : *Resseliella oleisuga* TARG.

La cécidomyie des écorces de l'olivier est un diptère qui pond dans les petits rameaux, grâce à des blessures accidentelles du bois (grêle, vent, gaulage, taille, ponte de cigales...). Les larves sont déposées juste sous l'écorce et sont d'une couleur rose-orangée caractéristique. Les attaques, fréquemment localisées à la base des rameaux, provoquent des nécroses de l'écorce autour du site de ponte. Les attaques successives finissent par provoquer la mort du rameau, dont les feuilles brunissent et les jeunes fruits présents se dessèchent. Les traitements insecticides contre la mouche de l'olive limitent la population de cécidomyie (**Figure 16**) (Nasles, 2013).



Figure 16: La cécidomyie des écorces de l'olivier (*Resseliella oleisuga* TARG). A) Larves dans le bois, B) nécrose sur fruit, C) cécidomyie adulte

III.1.7. La cochenille noire de l'olivier : *Saissetia oleae* BERN

La cochenille noire est un des principaux ravageurs de l'olivier. C'est un insecte qui, à l'âge adulte mesure environ 5 mm de long et 4mm de large. L'adulte de cochenille est brun foncé à noir (d'où son nom) et d'aspect brillant. Au stade adulte, l'insecte ne se déplace plus car ses pattes sont atrophiées. Il se nourrit en suçant la sève.

L'activité de la cochenille n'est pas dangereuse pour l'olivier, c'est le miellat qu'elle sécrète qui sert de substrat à toute sorte de champignons microscopiques qui forme la fumagine ou noir de l'olivier car la fumagine empêche le bon fonctionnement de la photosynthèse (**Figure 17**) (Nasles, 2013).

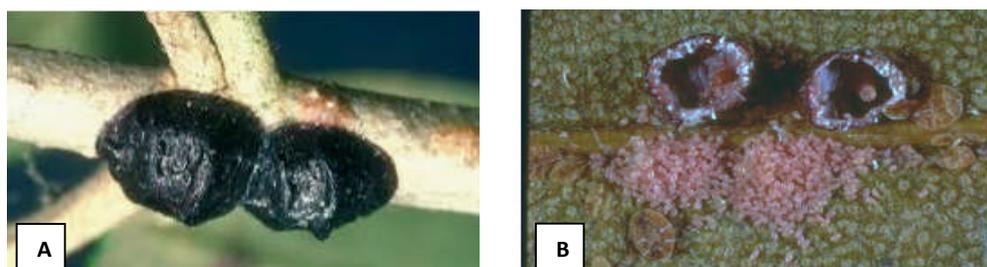


Figure 17: La cochenille noire de l'olivier (*Saissetia oleae* BERN). A) cochenilles adulte sur rameau. B) œufs sur la face inférieure de la feuille.

III.2. Les maladies fongiques

III.2.1. Le pourridié

Le pourridié est une maladie mortelle pour l'olivier. Deux champignons du sol sont à l'origine de cette maladie: *Rossellinia necatrix* et *Armillaria melea*; le premier émet un mycélium rosé au niveau du collet de l'arbre et des racines, le second émet un mycélium blanc. Le traitement de ces champignons est difficile car ils sont installés profondément dans le sol (**Figure 18**) (Nasles, 2013).



Figure18 : Le pourridié armillaire sur olivier.

III.2.2. La verticilliose *Verticillium dahliae*

La maladie a été décrite pour la première fois par Ruggieri (1946) en Italie. *Verticillium dahliae* est un champignon microscopique vivant dans le sol et envahissant l'arbre lors d'une montée de sève au niveau des racines. Ceci se fait lors de blessures des racines ou à la suite de la taille. La contagion se répand par des outils infectés.

Les symptômes se manifestent par un enroulement longitudinal en gouttière des feuilles, qui se colorent en vert gris brillant, puis virent au gris terne, il provoque le dessèchement des branches. Il n'existe actuellement aucun traitement curatif contre la verticilliose (**Figure 19**).



Figure 19: La verticilliose (*Verticillium dahliae*). Dessèchement des branches.

III.2.3. La fumagine (noir de l'olivier)

La fumagine est un complexe de champignons se développant sur des supports sucrés tels que le miellat des cochenilles ou du psylle. La fumagine se développe sur les gouttes de miellat avant de gagner toute la surface des feuilles et des rameaux, en cas de forte population de ravageurs. La cochenille est le principal fournisseur de miellat dans un olivier (**Figure 20**) .



Figure 20 : La fumagine sur les feuilles de l'olivier.

III.2.4. 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 (**Figure 21**) .



Figure 21: L'œil de paon (*Cycloconium oleaginum*). Taches circulaires sur les feuilles de l'olivier.

III.3. Maladies bactériennes : Chancre ou tuberculose

Cette bactériose est due à *Pseudomonas savastanoi* et se développe avec des températures supérieures à 18°C et de l'humidité. Elle pénètre dans l'arbre par une blessure du bois ou à la taille et provoque des nodules et des chancres sur les rameaux et des tumeurs

au bois, charpentières et tronc, qui peuvent aboutir à un éclatement de l'écorce, il apparaît souvent après un gel ou un orage de grêle (**Figure 22**) .



Figure 22: Tuberculose de l'olivier (*Pseudomonas savastanoi*). Tumeurs sur bois.

IV. L'état sanitaire des oliveraies en kabylie

Les problèmes phytosanitaires majeurs de l'olivier en kabylie sont la mouche de l'olive, le psylle, la teigne, la cochenille noire, la verticilliose et la tuberculose (SRPV, 2020). Les pertes de production engendrées par ces ravageurs et parasites sont difficiles à évaluer à cause, entre autre, du phénomène d'alternance qui caractérise cette culture accentuée par l'augmentation des températures et la sécheresse.

La difficulté de contrôler ces fléaux est due principalement au fait que la majorité des vergers oléicoles de la Kabylie se trouvent dans des zones à relief accidenté et non mécanisables, d'où l'impossibilité d'intervention avec du matériel tracté. A cela s'ajoute l'indisponibilité des produits de traitement (produits à base d'appât dans le cas de la mouche) facile à appliquer (traitements réalisés avec un pulvérisateur à dos) (DSA, 2020).

IV.1. Infestations dues à la mouche de l'olive

Une activité importante est des attaques précoces par la mouche de l'olive a été signalée depuis 2018 en Kabylie, provoquant ainsi la maturité et la chute précoce des fruits dans les régions non traitées. Cette situation est en rapport avec l'augmentation des températures enregistrées au cours de ces dernières saisons oléicoles où le seuil de nuisibilité est largement dépassé dans plusieurs régions oléicoles (SRPV, 2020).

IV.2. Infestations dues à la teigne

Le seuil de nuisibilité de la teigne de l'olivier (*Prays oleae*) sur la variété chemlal est également atteint au niveau des communes de Tizi-Ouzou et d'El Esnam (Bouira) (SRPV, 2020).

IV.3. Infestations dues à la cercosporiose et la tavelure

Les résultats de la prospection effectuée par Smaïini (2015), au niveau de 32 vergers situés à Tizi-Ouzou et Bouira, ont montré que l'oléiculture dans ces régions est touchée par la cercosporiose et la tavelure à des niveaux préjudiciables. Par endroit elles atteignent des seuils critiques. Toutefois le versant sud du Djurdjura (Bouira) semble être la région la plus touchée par toutes les affections étudiées (cercosporiose, tavelure, attaques d'insectes, déformations, poussière et les taches d'huile).

IV.4. Infestations dues à la tuberculose

La production oléicole dans la wilaya de Boumerdes a connu un net recul en 2016. Ceci est dû au retard des chutes des pluies, des vents chauds et au mauvais usage des produits phytosanitaires par les agriculteurs. Tous ces facteurs affaiblissent l'olivier ce qui justifie le taux d'infestation trop élevé de ces oliveraies par la tuberculose d'olivier avec un taux d'atteinte dépassant 50% dans la majorité des oliveraies prospectées (**Tableau 5**) (Oulebsir-Mohand Kaci, 2017).

Tableau 5 : caractéristiques culturelles et taux d'atteinte par la tuberculose dans les différentes oliveraies prospectées (Oulebsir-Mohand Kaci, 2017).

Station	Superficie et nombre d'arbres	Nature Du sol	% d'atteinte	Age d'arbre
Mched'allah (Bouira)	2ha : 500 arbres	Argileux -limoneux	50%	Plus de 20 ans
AL Asnam (Bouira)	3ha : 300 arbres	Argileux	70%	30 ans
AL Akhdaria (Bouira)	3 ha : 400 arbres	Argileux-limoneux	50%	20ans
Souk El Hed (Boumerdes)	4ha : 300 arbres	Argileux-limoneux	60%	20ans
Bordj menaiel(Boumerdes)	6ha : 600 arbres	Argileux	80%	Plus de 20 ans
Si mustaphafa(Boumerdes)	4ha : 300 arbres	Argileux	40%	30 ans
Azazga (Tizi-Ouzou)	5 ha : 600 arbres	Argileux	80%	Plus de 50ans
Boughni (Tizi-Ouzou)	6 ha : 380 arbres	Argileux-limoneux	50%	35ans
Ain el Hamame(Tizi-Ouzou)	4 ha : 250 arbres	Argileux	10%	20 ans

Nombre d'arbres échantillonnés= 5 par station

IV.5. Dégâts liés à la sécheresse

Un dessèchement et une chute de quelques fruits à cause de manque d'eau et du siroco a été observé au niveau des communes de Tizirt et Bouzeguène (Tizi-Ouzou) et d'El Esnam et Ahnif (Bouira) (INPV, 2020).

IV.6. Carences

Lhadj Mohand et Sediri (2015) ont constaté des carences en éléments majeurs, en particulier le phosphore et le potassium dans un verger oléicole à Tizi-Rached (Tizi-Ouzou). Or, Les carences en eau ou éléments minéraux entraînent une perturbation de l'équilibre nutritionnel et physiologique de l'olivier, induisant ainsi l'affaiblissement de l'arbre en le rendant plus sensible aux maladies. En effet, des attaques de ravageurs (mouche de l'olive, psylle, cochenilles, teignes), des maladies fongiques (fumagine, tavelure) et de la tuberculose ont été observées au niveau de ce verger.

Chapitre II
Symbiose mycorhizienne chez l'olivier
(Olea Europaea L.)

I. Symbioses mycorhiziennes chez l'olivier

L'olivier est une plante particulièrement mycotrophe (Roldan-Fajardo et Barea, 1986). Malgré l'importance de la mycorhization et de ses nombreuses applications en agriculture, l'étude de ses caractéristiques n'a commencé que très récemment chez l'olivier (Barea et al., 1999 ; Porras Piedra et al., 2005).

I.1. Mycorhization naturelle chez l'olivier

Les travaux réalisés sur la symbiose mycorhizienne de l'olivier ont démontré que cet arbre est particulièrement dépendant des mycorhizes appartenant, dans la majorité des cas, aux Glomeromycètes. Ainsi, Meddad-Hamza *et al.* (2005) ont signalé une présence importante des endomycorhizes (*Glomus spp.*) sur les racines de la variété Rougette d'olivier, cultivée dans le Nord-est algérien. Par ailleurs, Khelfane-Goucem (2001) a mis en évidence la grande dépendance de l'olivier vis-à-vis des mycorhizes pendant sa croissance ainsi que leur efficacité. Des effets similaires sur la croissance de l'oléastre ont été constatés par Beddiar *et al.* (2007).

L'olivier est reconnu comme ayant un indice de colonisation mycorhizienne relativement élevé (Roldan-Fajardo, 1986 ; Briccoli-Batti *et al.*, 1992) et le pouvoir endomycorhizogènes des sols où l'olivier s'établit est important. Dans une étude comparative des symbioses mycorhiziennes chez les racines fines d'*Olea europea L.*, Boudiaf Nait – Kaci *et al.*, (2012) ont constaté un taux élevé de l'infection par les champignons endomycorhigènes à arbuscules dans deux régions du nord de l'Algérie, sachant que les conditions pédoclimatiques de ces oliveraies sont difficiles. Des résultats similaires ont été obtenus par à l'Ouest (Saad, 2009) et à l'Est (Mekahlia, 2014).

Par ailleurs, les examens microscopiques des fragments de racines d'oliviers, prélevées en Kabylie, ont révélé la présence, dans tous les échantillons racinaires, des structures caractéristiques des champignons mucorhiziens à arbuscules et à vésicules (Khelfane-Goucem, 2001 ; Nait Kaci, 2014 ; Siad, 2010 ; Daguelou, 2016 ; Oukkal, 2014).

Montes-Borrego *et al.* (2014) ont confirmé, suite à une étude effectuée au niveau de 96 vergers situés au sud de l'Espagne, que la structure et la composition de la communauté de CMA chez l'olivier pourraient être influencées principalement par le type de sol, le climat et, dans une moindre mesure, par les caractéristiques de la plante hôte (âge, stades végétatif, génotype) ou les pratiques culturales comme cela a été démontré dans le cas de la vigne (Garnault *et al.*, 2019 ; El-Shazly *et al.*, 2019).

Saad (2009) a rapporté que la mycorhization de la variété Sigoise est indépendante de l'âge de l'arbre ainsi que de la saison des prélèvements (**Tableau 6**).

Tableau 6 : Fréquence de l'infection des racines de la variété Sigoise d'olivier en fonction de la saison de prélèvement et de l'âge de l'arbre (Saad, 2009).

Age de l'olivier	Janvier	Mai
3ans	80%	98%
6 ans	100%	100%
15 ans	100%	100%
100 ans	100%	100%

I.2. Endomycorhization contrôlée chez l'olivier

L'endomycorhization de l'olivier en pépinière, améliore sa nutrition et donc sa croissance via le réseau dense d'hyphes que forme le mycélium fongique, facilitant l'accès et le transfert d'azote, phosphore et oligoéléments par augmentation de la surface d'échange. Pour les sels minéraux peu mobiles tels que le phosphate calcique une zone d'épuisement de la concentration se forme près de la racine. Les hyphes, ayant un diamètre plus fin que les racines, atteignent des zones où cette concentration n'est pas encore épuisée. Ainsi les substances difficilement assimilables, à cause de leur nature ou parce que bloquées par l'alcalinité du sol, sont plus facilement métabolisées (de Rougemont, 2007).

Binet et *al.* (2007) ont montré que la mycorhization a un effet bénéfique sur la croissance des plants d'olivier issus *in vitro*. En effet, des vitro-plants inoculés par le champignon mycorhizien *Glomus mosseae* présente un système racinaire plus développé chez le plant mycorhizé par rapport au témoin (Beddiar et *al.*, 2007). Cette modification permet au plant de mieux utiliser les ressources naturelle du sol tout en renforçant sa capacité à résister notamment au stress hydrique (Meddad-Hamza et *al.*, 2008). Par ailleurs, l'endomycorhization contrôlée des boutures herbacées de la variété Sigoise a montré les effets favorables des champignons (CMA) indigènes sur la croissance des plants, ainsi que la dépendance de cette variété vis-à-vis des mycorhizes qui ont une morphologie analogue aux mycorhizes naturelles (Saad, 2009).

Jiménez-Moreno et *al.* (2018). ont montré qu'il est beaucoup plus avantageux d'inoculer les plants d'olivier en pépinière que directement dans les vergers, en raison de l'augmentation

volume racinaire de la plante avant la transplantation. Ceci pourrait permettre aux plants de mieux survivre au choc lié à la transplantation. De plus, l'inoculation des CMA en pépinière peut réduire les effets nocifs de la verticilliose et peut produire des plantes plus vigoureuses avec une résistance accrue contre l'agent pathogène (Boutaj, 2019). Ceci est associé à la compétition pour l'espace sur les racines des plantes entre le pathogène et le CMA.

II. Bénéfices de la symbiose endomycorhizienne pour l'olivier

II. 1. Bénéfices des CMA sur la croissance et la physiologie de l'olivier

Rhizophagus irregularis est l'espèce du genre *Glomus* la plus fréquemment utilisée dans les études portant sur le rôle bénéfique de l'inoculation des CMA, seuls ou avec d'autres micro-organismes, sur la croissance et la physiologie des oliviers (**Tableau 7**).

Tekaya et al. (2017) ont démontré que l'inoculation des racines d'olivier avec *R. irregularis* induisait plusieurs changements dans les paramètres physiologiques qui influencent les performances de l'olivier, en particulier le taux de photosynthèse, l'absorption des nutriments et la teneur en glucides des feuilles et des racines. En effet, l'augmentation de la force de puits des racines mycorhiziennes a conduit à une élimination plus rapide des sucres des feuilles, ce qui a induit un taux de photosynthèse plus élevé et une augmentation des concentrations de certains sucres (fructose, mannitol, saccharose, tréhalose et raffinose) dans les plantes mycorhizées par rapport aux plantes non mycorhizées. L'augmentation de la teneur en glucides des racines a conduit à son tour à la production d'un grand mycélium extraradiculaire qui peut contribuer à l'amélioration de la nutrition des oliviers.

M'barki et al. (2017) ont montré que le contenu en chlorophylle et en caroténoïde (essentiel pour la photosynthèse) était significativement amélioré lorsque les racines étaient colonisées par *R. irrégularis*. Par ailleurs, Fouad et al., (2013) ont observé une augmentation de l'absorption de l'eau et de l'accumulation de minéraux (potassium et phosphore) dans les oliviers mycorhizés par rapport aux plants non mycorhizés, qu'ils soient irrigués ou soumis à un stress hydrique

Des essais d'inoculation de champignons du genre *Glomus*, en particulier *Glomus intraradices*, montrent un effet positif sur la nutrition et la croissance de la plante (**Figure 23**), ainsi que sa meilleure tolérance au stress, tant abiotique (sécheresse, salinité du sol et de l'eau) que biotique (pathogènes, nématodes) (de Rougement, 2007). L'effet positif sur la croissance des plantes a été attribué à l'amélioration de l'absorption d'eau et de nutriments en raison de la plus grande absorption de la surface fournie par les hyphes fongiques extensifs et de

l'augmentation de la longueur et de la densité des racines (Bethlenfalvay et *al.*, 1988; Faber et *al.*, 1991; Fouad et *al.*, 2012, 2013; Essahibi et *al.*, 2013).

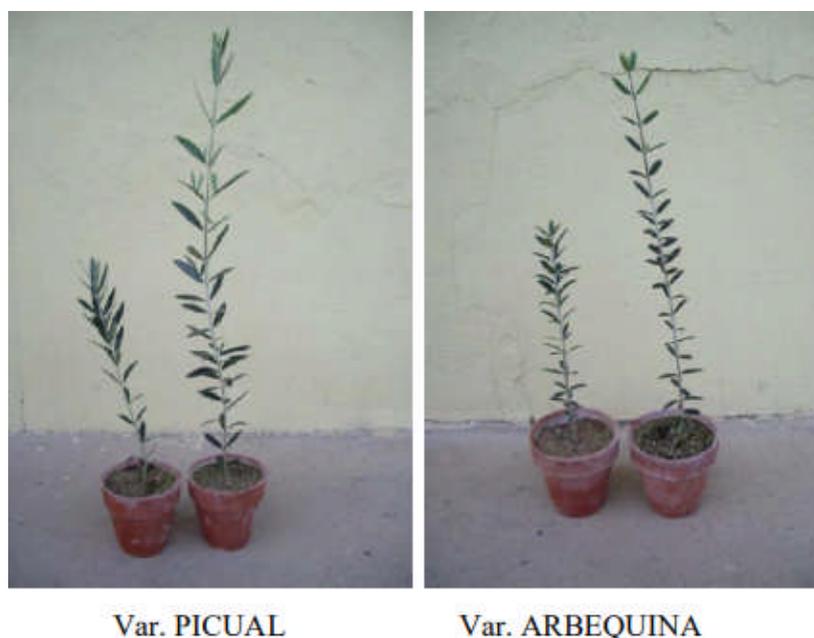


Figure 23: Effet de la mycorhize sur la croissance de jeunes plantes après 16 semaines. Traitement avec MYCOSYM TRI-TON® : croissance du plant mycorhizé (à droite) par rapport au plant non mycorhizé (à gauche) (de ROUGEMONT, 2007).

De nombreuses autres espèces de CMA ont également montré leur efficacité quant à l'amélioration de la nutrition et de la croissance de jeunes plants d'olivier à savoir : *Glomus sp.*, *Glomus mosseae* et *Glomus clarum* (Seifi et *al.*, 2014 ; Del Mar Alguacil et *al.*, 2011 ; Chenchouni et *al.*, 2020 ;), *Gigaspora rosea* et *Scutelospora scrobiculata* (Ferreira et *al.*, 2015). Cependant, cette efficacité peut varier en fonction des espèces considérées. Ainsi, Chenchouni et *al.*, (2020) ont rapporté que l'effet d'une souche locale de *Glomus sp.* et celui d'une souche commerciale de *R. irrégularis* était les plus importants sur la croissance de l'olivier, que les espèces : *Funneliformis mosseae*, *Septoglomus constrictum* ou *Gigaspora margarita*. (**Tableau 7**).

R. irrégularis semble améliorer l'état nutritionnel de l'olivier, en augmentant la teneur en glucides dans les racines, et en améliorant l'absorption de P, K, Ca, Mg, Mn, Fe et Zn (Mechri et *al.*, 2014 ; Tekaya et *al.*, 2017)

L'efficacité d'une espèce fongique est encore plus marquée lorsqu'elle est co-inoculée avec une autre espèce de CMA. En effet, la biomasse des pousses d'olivier est plus élevée

lorsque les plants sont co-inoculés avec *R. irrégularis* et *Glomus sp.* qu'avec *Glomus sp.* uniquement (Del Mar Alguacil et al., 2011). *R. irrégularis* en s'associant avec *G. mosseae* favorise l'augmentation de la taille des jeunes oliviers, de la biomasse des racines et des pousses et améliore la teneur en P et K (Dag et al. 2009). De plus, Chatzistathis et al. (2013) ont constaté que les espèces de CMA (*Glomus sp.* et *Gigaspora sp.*) ont amélioré la croissance des jeunes oliviers et l'absorption des nutriments dans le cas de trois génotypes d'olivier. Des résultats similaires ont été obtenus en utilisant un consortium d'espèces *Glomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Entrophospora* et *Scutellospora*. Ce consortium a augmenté la concentrations de Na, Ca et P dans les plants d'oliviers «Haouzia» cultivés dans un sol limoneux sableux et a favorisé leur croissance (Sidhoum et al., 2013 ; Boutaj et al., 2020. Semane et al., 2017).

Par ailleurs, Costa et Melloni (2019) ont également montré que la co-inoculation de certaines rhizobactéries (*Pseudomonas sp.* Et *Paenibacillus sp.*) avec les espèces CMA (*Acaulospora scrobiculata*, *Gigaspora rosea* et *Rhizophagus clarus*) pourraient améliorer l'état nutritionnel et la croissance des jeunes oliviers (**Tableau 7**). De même, l'application foliaire de *S. cerevisiae* associée à la colonisation racinaire par les endomycorhizes, a révélé des teneurs plus importantes en N, K, Fe et Mn dans les feuilles, ainsi que des valeurs plus élevées en auxine et en gibbérelline par rapport aux plantes témoins non inoculées (Hafez et al., 2013).

Tableau 7 : CMA appliqués pour améliorer la croissance, la physiologie et la productivité des plants d'olivier (Georgios Bizos et *al.*, 2020). CMA: champignons mycorhiziens arbusculaires; RFCP: Rhizobactéries favorisant la croissance des plantes.

Inoculant microbien	Type	Effet	application	Age	Lieu	Références
<i>Rhizophagus irregularis, Glomus mosseae</i>	CMA	Croissance	Racine	Jeune	Pépinière	Seif et <i>al.</i> , 2014
<i>R. irregularis</i>	CMA	Croissance et nutrition*	Racine	Jeune	Pépinière	Kara et <i>al.</i> , 2015
<i>Glomus sp., Acaulospora sp., Glomus macrocarpum, Glomus multicaulis, Scutellospora sp.</i>	CMA	Croissance	Racine	Jeune	Pépinière	Sidhoum et <i>al.</i> , 2013
<i>Glomus sp., R. irregularis</i>	CMA	Croissance	Racine	Jeune	conditions expérimentale	Del Mar Alguacil et <i>al.</i> , 2011
<i>Glomus clarum, Gigaspora rosea, Scutellospora scrobiculata</i>	CMA	Croissance	Racine	Jeune	Pépinière	Ferreira et <i>al.</i> , 2015
<i>Glomus sp., Septoglomus constrictum, R. irregularis, Funneliformis mosseae, Gigaspora margarita</i>	CMA	Croissance	Racine	Jeune	Pépinière	Chenchouni et <i>al.</i> , 2020
<i>R. irregularis</i>	CMA	Croissance et nutrition	Racine	Jeune	Pépinière	Mechri et <i>al.</i> , 2014
<i>R. irregularis</i>	CMA	Croissance et nutrition**	Racine	Jeune	Pépinière	Tekaya et <i>al.</i> , 2017
<i>R. irregularis</i>	CMA	Croissance et nutrition**	Racine	Jeune	Pépinière	Mechri et <i>al.</i> , 2015

<i>R. irregularis</i> , <i>G. mosseae</i>	CMA	Croissance et nutrition	Racine	Jeune	Pépinière	Dag et <i>al.</i> , 2009
<i>Glomus sp.</i> , <i>Gigaspora sp.</i>	CMA	Croissance et nutrition	Racine	Jeune	Pépinière	Chatzistathis, et <i>al.</i> , 2013
<i>Glomus sp.</i> , <i>Acaulospora sp.</i> , <i>Gigaspora sp.</i> , <i>Entrophospora sp.</i> , <i>Scutellospora sp.</i> , <i>Glomus irregulare</i> DAOM 197198	CMA	Croissance et nutrition	Racine	Jeune	Pépinière	Boutaj et <i>al.</i> , 2020
<i>Acaulospora scrobiculata</i> , <i>G. macrocarpum</i> , <i>R. irregularis</i> , <i>Glomus versiforme</i> , <i>Gigaspora sp.</i> , <i>Scutellospora fulgida</i> , <i>Glomus geosporum</i> , <i>Glomus aureum</i> , <i>Glomus microcarpum</i> , <i>Glomus aurantium</i> , <i>G. corymbiforme</i> , <i>G. clarum</i> , <i>Scutellospora heterogama</i>	CMA	Croissance	Racine	Jeune	Pépinière	Semane et <i>al.</i> , 2017
<i>Azotobacter chroococcum</i> , <i>Azospirillum brasilense</i> , <i>B. megaterium var. phosphaticum</i> , <i>G. mosseae</i> NRC31, <i>Pseudomonas sp.</i> , <i>Bacillus cereus</i> , <i>Glomus fasciculatum</i> NRC15	CMA et RFCP		Racine	Jeune	Pépinière	Merwad et <i>al.</i> , 2018
<i>Pseudomonas sp.</i> , <i>Paenibacillus sp.</i> , <i>Acaulospora scrobiculata</i> , <i>Gigaspora rosea</i> , <i>Rhizophagus clarus</i>	CMA et RFCP		Racine	Jeune	Pépinière	Costa et <i>al.</i> , 2019
CMA consortium, <i>S. cerevisiae</i>	CMA et champig-non		Racine/Feuilles	Jeune	Pépinière	Hafez et <i>al.</i> , 2013

II. 2. Résilience aux stress abiotiques

La mycorhization est un phénomène d'amélioration de la résilience d'une plante c'est-à-dire sa capacité de supporter des chocs et retrouver sa fonction originale. Non seulement la tolérance au stress est plus élevée mais aussi la récupération après une phase de stress est améliorée.

II. 2.1. Résilience au stress de transplantation

Plusieurs stress abiotiques, en particulier le stress hydrique, sont fortement liés au choc de transplantation qui se produit lorsque des boutures d'olive ou des plants sont transplantés au champ, diminuant ainsi leur taux de survie (Sidhoum *et al.*, 2013). Cet échec des jeunes oliviers à bien s'enraciner les oblige à dépenser un surcoût énergétique pour survivre dans ces nouvelles conditions environnementales. Ainsi, Meddad-Hamza *et al.*, (2010) ont montré que lorsque de jeunes oliviers, avec un faible rapport racine / pousses, étaient transplantés dans un sol sans engrais, il y avait une diminution brutale de l'absorption des minéraux par la plante, provoquant un retard de croissance et une mortalité accrue des plantes (**Figures 24 et 25**).



Figure 24 : Effet de la fertilisation et de *G. mosseae* sur la réponse de plants d'olivier au stress de transplantation. Baisse du poids, flétrissement et perte de feuilles chez des plants d'olivier ayant reçu des engrais (F) contrairement aux plants inoculés avec *G. mosseae* (I) qui ont conservé leur turgescence et leur vigueur, et ce une semaine après le rempotage (Meddad-Hamza *et al.*, 2010).

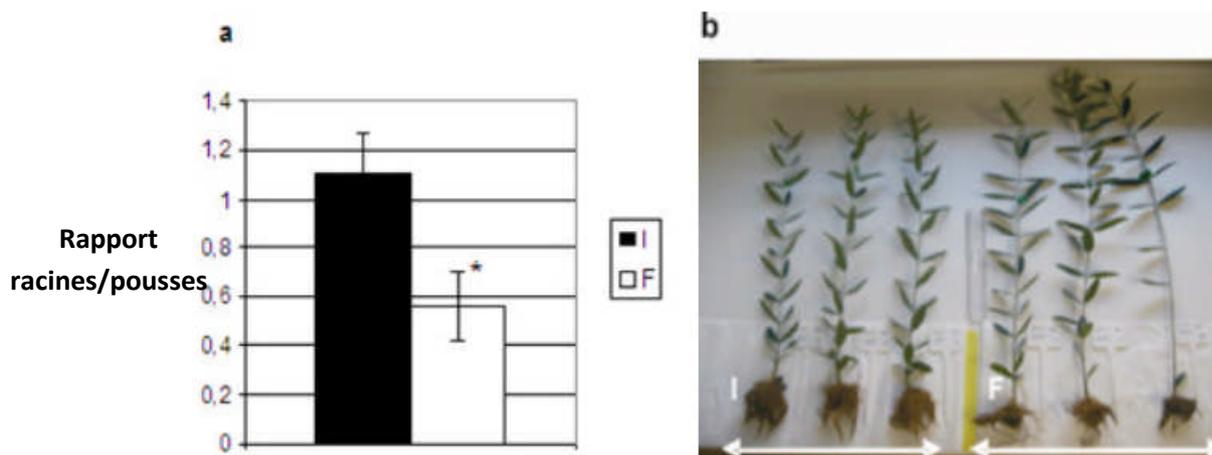


Figure 25 : Relation entre la croissance des racines et des parties aériennes chez des plants d'olivier inoculés avec *G. mosseae* (I) et des plants ayant reçu des engrais (F). (Figure 26a) : rapport racine/pousses plus élevé (presque le double) pour les plants mycorhizés (I) par rapport aux plantes avec engrais (F). (Figure 26b) : système racinaire plus développé et plus dense chez les plants mycorhizés (I) par rapport aux plants avec engrais (F) (Meddad-Hamza et al., 2010).

Tobar et al. (1994) ont démontré de manière concluante que le rapport racine / pousse reflète le degré d'efficacité des champignons CMA. La mycorhization permet à la plante d'avoir un rapport racines / pousses élevé, entraînant une meilleure nutrition hydrique et minérale, renforçant ainsi la capacité à résister au stress, en particulier au stress de la transplantation (Caravaca et al., 2003b; Marschner, 1995).

II. 2.2. Résilience au stress hydrique

Dans des conditions limitées, l'association mycorhizienne est la principale voie par laquelle la plupart des plantes peuvent obtenir de l'eau et des nutriments minéraux (Moucheshi et al., 2012). Ces effets positifs semblent être dus à l'amélioration des activités des enzymes antioxydantes (Baslam et al., 2010; Abbaspour et al., 2012; Fouad et al., 2013) et à l'amélioration des relations hydriques et de l'acquisition des nutriments (Faghire et al., 2010 ; Fouad et al., 2013) dans les plantes mycorhiziennes. De plus, la symbiose endomycorhizienne entraîne des changements importants dans l'abondance et l'activité de l'aquaporine chez les plantes hôtes (Aroca et al., 2007, Jahromi et al., 2008, Barzana et al., 2014) permettant le passage de l'eau de part et d'autre de la membrane tout en empêchant les ions de pénétrer dans la cellule.



Figure 26 : Stress hydrique de 2 mois sur oliviers de 4 mois, sans (à gauche) et avec traitement mycorhizien avec MYCOSYM TRI-TON® (à droite) (de Rougemont, 2007).

Après deux mois, les résultats obtenus ont montré que le stress hydrique réduisait considérablement la croissance et la production de biomasse des plantes non mycorhizées, mais le CMA a atténué les effets néfastes du déficit hydrique sur la croissance des oliviers (**Figure 26**) (de Rougemont, 2007).

En général, les faibles dommages oxydatifs constatés chez les plantes mycorhizées prouvent qu'elles ont subi moins de stress hydrique en raison:

- d'un effet primaire d'évitement de la sécheresse grâce à une augmentation de l'absorption d'eau par le réseau d'hyphes fongiques qui a gardé les plantes protégées contre la génération de ROS,
- ou une activité accrue du système de défense antioxydant, en particulier des enzymes telles que SOD, G-POD et CAT impliquées dans l'élimination des ROS.

Les hyphes extra-radiculaires créés par l'inoculation avec six espèces différentes de *Glomus* (*G. etunicatum*, *G. microaggregatum*, *G. geosporum*, *G. claroideum*, *G. mosseae* et *R. irregularis*) ont favorisé la capacité de la racine à se développer dans un plus grand volume de sol et à réguler la conductance stomatique et la conductivité hydraulique racinaire, améliorant ainsi les échanges gazeux et l'état hydriques des jeunes oliviers (Ouledali et *al.*, 2019 ; Ouledali et *al.*, 2018) ont suggéré que la fermeture des stomates chez les oliviers inoculés peut être liée à un métabolite putatif dépendant du mycorhize, en remplaçant l'acide abscissique qui contrôle l'ouverture des stomates. Ce métabolite peut être produit par le champignon lui-même ou par la plante. L'accumulation de ce métabolite est le résultat de la symbiose fongique AM (Ouledali et *al.*, 2018) et favorise la croissance des plantes sous conditions de sécheresse (**Tableau 8**).

Tableau 8 : Etudes effectuées sur le rôle des mycorhizes CMA dans l'atténuation du stress abiotique et de transplantation (Georgios Bizos *et al.*, 2020). RFCP: Rhizobactéries favorisant la croissance des plantes.

Inoculant microbien	Type	Produit	Conditions de stress	Application	Age	lieu	Références
<i>G. etunicatum</i> , <i>G. microaggregatum</i> , <i>R. irregularis</i> , <i>G. claroideum</i> , <i>G. mosseae</i> , <i>G. geosporum</i>	CMA	Symbivit®	Stress hydrique	Racine	Jeune	Domaine expérimental	Ouledali <i>et al.</i> , 2018
<i>Glomus sp.</i> , <i>R. irregularis</i> , <i>Dominikia sp.</i> , <i>Funneliformis sp.</i> , <i>Funneliformis geosporum</i> , <i>Septoglomus constrictum</i> , <i>Septoglomus viscosum</i>	CMA	–	Stress hydrique	Racine	Jeune	Pépinière	Calvo-Polanco <i>et al.</i> , 2016
<i>Rhizophagus manihotis</i> , <i>Funneliformis mosseae</i>	CMA	–	Stress hydrique	Racine	Jeune	Pépinière	Fouad <i>et al.</i> , 2014
<i>R. irregularis</i> GC2, GA5	CMA	–	Transplantation	Racine	Jeune	Pépinière	Bompadre <i>et al.</i> , 2014
<i>G. mosseae</i> , <i>R. irregularis</i>	CMA	–	Transplantation	Racine	Jeune	Pépinière	Meddad-Hamza <i>et al.</i> , 2010
<i>G. mosseae</i> , <i>R. irregularis</i> , <i>G. claroideum</i>	CMA	–	Stress salin	Racine	Jeune	Pépinière	Porrás-Soriano <i>et al.</i> , 2009

Inoculant microbien	Type	Produit	Conditions de stress	Application	Age	lieu	Références
<i>R. irregularis, G. mosseae</i>	CMA	–	Stress salin	Racine	Jeune	Domaine expérimental	Kapulnik et al., 2010
<i>R. irregularis GC2, GA5</i>	CMA	–	Stress hydrique	Racine	Jeune	Pépinière	Bompadre et al., 2013
<i>R. irregularis</i>	CMA	–	Stress hydrique	Racine	Jeune	Pépinière	M'barki, et al., 2018
<i>R. irregularis</i>	CMA	–	Stress nutritionnel	Racine	Jeune	Pépinière	Jiménez-Moreno et al., 2018
<i>R. irregularis</i>	CMA	–	Toxicité	Racine	Jeune	Pépinière	Khabou et al., 2014
<i>Glomus sp., Scutellopora heterogama, Paraglomus laccatum, Diversispora celata</i>	CMA	Endorize IV®	Toxicité	Racine	Jeune	Pépinière	Briccoli Bati et al., 2014
<i>R. irregularis, G. etunicatum, G. microaggregatum, G. claroideum, G. mosseae, G. geosporum</i>	CMA	Symbivit®	Stress hydrique	Racine	Jeune	Pépinière	Ouledali et al., 2019
<i>Azotobacter chroococcum, G. macrocarbium</i>	CMA et RFCP	–	Stress salin	Racine	Jeune	Domaine expérimental	El-Shazly et al., 2014

II. 3. Résilience au stress biotique

Les plantes mycorhizées sont plus résistantes à plusieurs agents pathogènes racinaires et quelques agents pathogènes foliaires (Whipps, 2004; Pozo et al., 2013). L'établissement de la symbiose mycorhizienne arbusculaire entraîne des changements remarquables dans la physiologie de la plante hôte. Ces changements vont des modifications dans l'équilibre hormonal et le profil transcriptionnel jusqu'aux modifications au niveau des métabolismes primaires (synthèse des acides aminés et des acides gras) et secondaires (modifications synthèse de flavonoïdes et l'apocaroténols) (Hause et al., 2007; Liu et al., 2007; Schliemann et al., 2008; López-Ráez et al., 2010).

Dans le cas de l'olivier, très peu d'études ont porté sur le rôle des symbioses endomycorhizienne dans la protection de cet arbre contre les micro-organismes pathogènes et encore moins contre les insectes ravageurs. D'après de Rougemont (2007), la réaction de défense de l'olivier s'effectue selon deux mécanismes. Tout d'abord la rhizosphère est occupée par le mycélium et le cortex des racines de la plante est colonisé par le CMA. Cela représente une concurrence spatiale pour le développement d'un autre champignon pathogène et une barrière à sa pénétration dans la plante. Aussi des mécanismes biochimiques d'activation de la résistance ont été observés. Pour que ces mécanismes de tolérance et de protection puissent entrer en jeu, il est essentiel que la mycorhize soit bien établie avant l'apparition du pathogène.

Dans la littérature scientifique, la plupart des travaux abordant l'effet de la mycorhization de l'olivier sur son état sanitaire concernent la verticilliose. Les dommages causés par le champignon phytopathogène *Verticillium dahliae* à l'olivier, en particulier dans sa forme défoliante, font l'objet d'une préoccupation croissante. Selon de Rougemont (2007), de jeunes oliviers, avec ou sans mycorhizes, inoculés par *Verticillium dahliae* ont tous souffert de l'attaque du pathogène. Cependant, ceux avec mycorhizes ont survécu et ont pu continuer de pousser, en partie sans que les jeunes pousses ne montrent de symptômes de la verticilliose.

Par ailleurs, Boutaj et al. (2020) ont rapporté que *Glomus irregularis* était très efficace dans la réduction des symptômes la Verticilliose. Ces auteurs ont suggéré que l'induction d'une résistance systémique causée par l'accumulation de composés phénoliques et de flavonoïdes dans les racines est le principal mécanisme de défense contre la maladie (Figure 27).

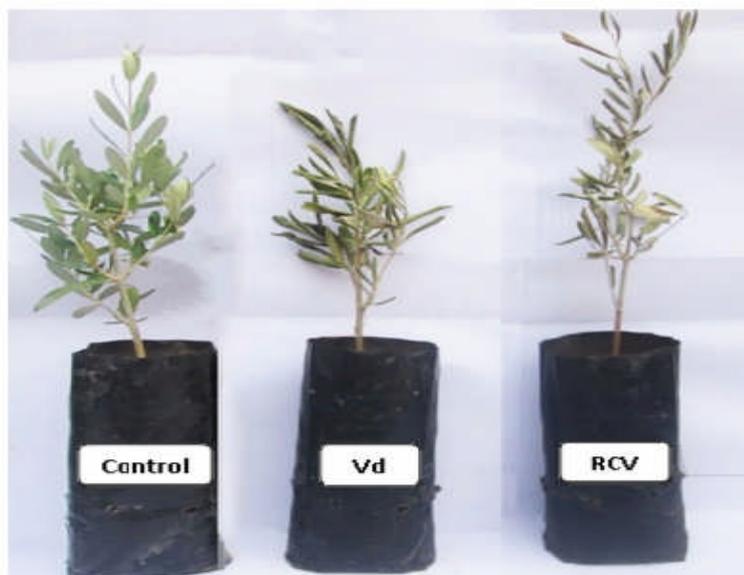


Figure 27: effet de l'inoculation de plants d'olivier avec *V. dahliae*, seul ou en association avec le, sur l'élongation des pousses (indice de nanisme). Contrôle : témoin, Vd : *V. dahliae*, CRV : consortium Rhizolive + *V. dahliae*. Rhizolive a réduit l'indice de nanisme et l'indice d'altération des feuilles que les plants non mycorhizés (Boutaj *et al.*, 2020).

Le consortium Rhizolive, composé de 26 espèces de CMA, a considérablement amélioré la colonisation mycorhizienne des racines en présence de *V. dahliae* et a diminué la quantité du pathogène dans les racines et les tiges d'oliviers, indiquant ainsi une relation entre les CMA et l'augmentation de la tolérance à la verticilliose.

Il a été démontré que la colonisation racinaire par les CMA augmente la résistance des plantes aux nématodes (Rodriguez-Echeverria *et al.*, 2009) et à certains organismes phytophages (Vannette et Rasmann, 2012). Les interactions des plantes avec les phytophages aériens peuvent également être affectées par la symbiose mycorhizienne (van der Putten *et al.*, 2001), bien que généralement à un moindre degré qu'avec ceux attaquant les racines (Van Wees *et al.*, 2008), et les résultats varient selon les espèces CMA, l'étendue du régime alimentaire et / ou le mode d'alimentation des phytophages (Koricheva *et al.*, 2009).

Chapitre III

Méthodologie de travail

I. Recherche des champignons endomycorhiziens bénéfiques pour la protection de l'olivier dans les oliveraies de kabylie.

Afin de disposer de champignons CMA favorables à la protection de l'olivier dans la région de la kabylie, la recherche d'isolats fongiques efficaces dans les oliveraies s'avère nécessaire.

I.1. Echantillonnage, tri et conservation des racines d'olivier

Les fragments de racines secondaires de l'olivier peuvent être prélevés à différentes profondeurs du sol. Leur conservation s'effectue, au laboratoire, dans des boîtes contenant de l'alcool à 70° (**Figure 28**). Un tri, en fonction de leur diamètre permet d'isoler les racines les plus fines pouvant présenter des mycorhizes.



Figure 28 : Conservation des racines dans l'éthanol à 70° (Boudiaf Nait Kaci, 2014).

I.2. Mise en évidence de l'infection endomycorhizienne

I.2.1. Technique de coloration de Philips et Hayman

Seules les racines de diamètre inférieur à 0,5mm, les plus fines, classées selon normes Baize et Jabiol (1992) sont colorées. Cette technique consiste à :

- découper les racines en fragments de 1cm.
- rincer à l'eau du robinet afin d'éliminer l'éthanol.
- mettre les racines dans une solution de KOH à 10% à l'étuve pour une durée d'une heure à une température de 90° C pour vider les cellules de leur contenu.
- éliminer via l'eau du robinet toute trace de KOH.
- s'assurer de la dépigmentation des racines (qui deviennent blanchâtres) en les mettant dans une solution d'eau oxygénée à 10% pour 20 mn au sein d'une étuve à 90° C.

- laver soigneusement à l'eau du robinet. - neutraliser les racines dans l'acide lactique à 10% pendant 4 mn.
- mettre dans une solution de bleu de trypan (à 0.8% dans du lactophénol) à l'étuve à une température de 90° C pour une durée d'une heure.
- laver les racines colorées (en bleu) à l'eau du robinet.
- mettre les racines dans du glycérol en attendant leur écrasement.

Cette série de traitement permet d'obtenir des racines pratiquement transparentes dans lesquelles on observe les cellules corticales et le champignon coloré en bleu.

I.2.2. Ecrasement et observation des racines

Les racines, montés et écrasés entre lame et lamelle dans du glycérol, peuvent être observées au microscope photonique pour l'estimation du pourcentage de colonisation endomycorhizienne.

I.2.3. Evaluation de l'infection mycorhizienne des racines

L'estimation du pourcentage de colonisation des racines peut s'effectuer selon la méthode utilisée par Nicolson (1955) in Chafi (1992). La méthode consiste à réaliser trois passages équidistants sur chaque segment de racine, préalablement coloré selon la méthode de Philips et Hayman (1970) (**Figure 28**). Lorsque ce fragment traverse le champ optique du microscope et qu'il renferme une infection mycorhizienne, on lui donne la valeur (1). Le nombre de point colonisés compté sur le nombre total de points observés donne le rapport qui peut être ensuite converti en pourcentage calculé selon la formule suivante :

% de colonisation= (Nombre de points colonisés/ nombre de points total observés) x100.

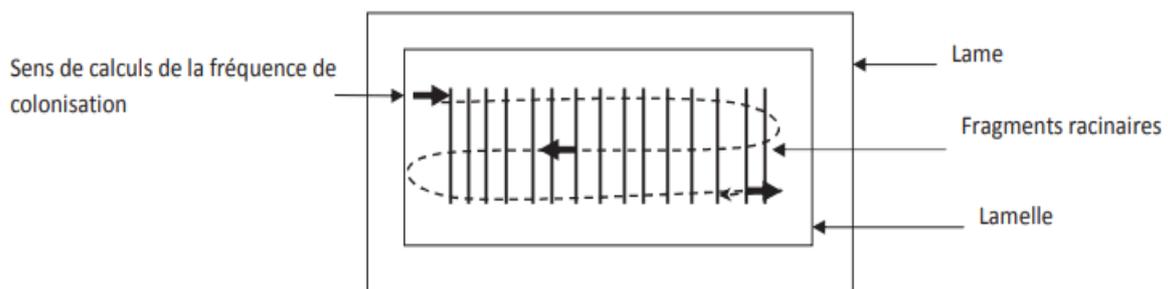


Figure 29: Schématisation de la méthode d'observation et de calcul de la fréquence de colonisation par les champignons mycorhizogènes.

II. Extraction des spores fongiques du sol

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, 400 μ m, 300 μ m, 200 μ m, 150 μ m, 100 μ m et 50 μ m (Figure 32). 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 boites 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 30**).

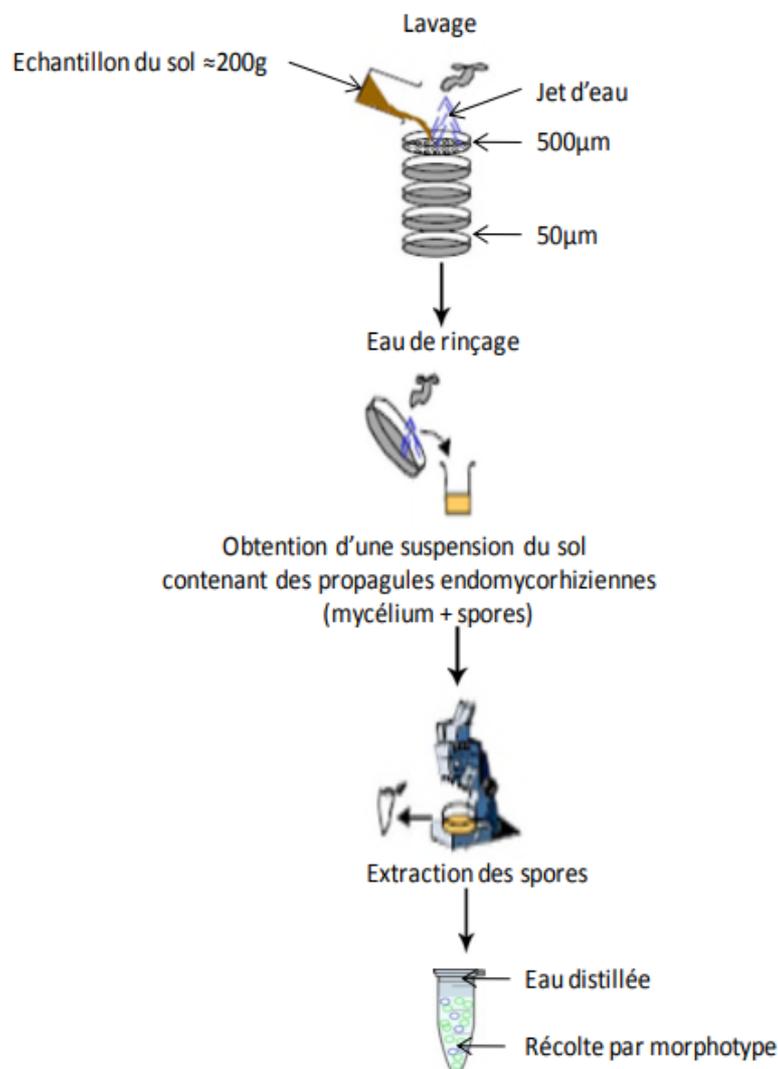


Figure 30: Technique d'extraction des spores fongiques

III. Identification des champignons endomycorhiziens indigènes du sol des oliveraies

L'identification des champignons endomycorhiziens peut être effectuée en utilisant une clé de détermination des Glomales ou à l'aide de la PCR (Polymerase chain reaction). En effet, Plusieurs publications font état de l'existence de sondes moléculaires taxons spécifiques (van Tuinen et al. 1998, Gollotte et al. 2004, Pivato et al. 2007) qui peuvent être exploitées pour développer des méthodes moléculaires de quantification. Une approche combinant PCR en gigue et Q-PCR a donc été développée pour répondre à la fois aux exigences d'identification et de quantification des champignons endomycorhiziens colonisant les racines au cours du développement de la plante.

IV. Evaluation du pouvoir endomycorhizogène du sol des oliveraies (PEM)

Le PEM permet de mettre en évidence l'état biologique d'un sol et peut servir d'indicateur biologique. Un PEM élevé est le reflet d'un bon état biologique d'un sol, jugé acceptable autour de 1500 et trop faible au dessous de 500 (Alvarez et al., 2002).

La détermination de l'abondance des champignons endomycorhiziens fait appel au dénombrement des spores ou de façon plus fiable à la détermination du potentiel infectieux des plantes hôtes (Plenchette et Perrin, 1989). Il s'agit donc d'estimer le nombre de propagules de champignons mycorhiziens capable d'engendrer une infection avec les racines d'une plante hôte endomycotrophe par Kg de sol. La méthode du nombre le plus probable dite MPN (Most Probable Number) décrite par Alexandre (1965) peut être utilisée. Le MPN est calculé après dilution des propagules du sol et leur piégeage par une plante hôte (plante-test) à forte dépendance mycorhizienne, à savoir l'œillet d'Inde (*Tagetes patulum* L.), le sorgho ((*Sorghum vulgare*) ou autre.

IV.1. Production de plants-test

Les graines désinfectés, dans une solution d'hypochlorite de sodium à 10% pendant 15 minutes, sont mises à germer sur un substrat stérilisé. La germination se fait à 25°C pendant 3 à 4 jours et le repiquage des plantules s'effectue dans des pots contenant différentes dilutions (de 10^0 à 10^{-5}) de sol non désinfecté (**Figure 31**). Les plantules sont ensuite élevées en serre et arrosées régulièrement à l'eau distillée.

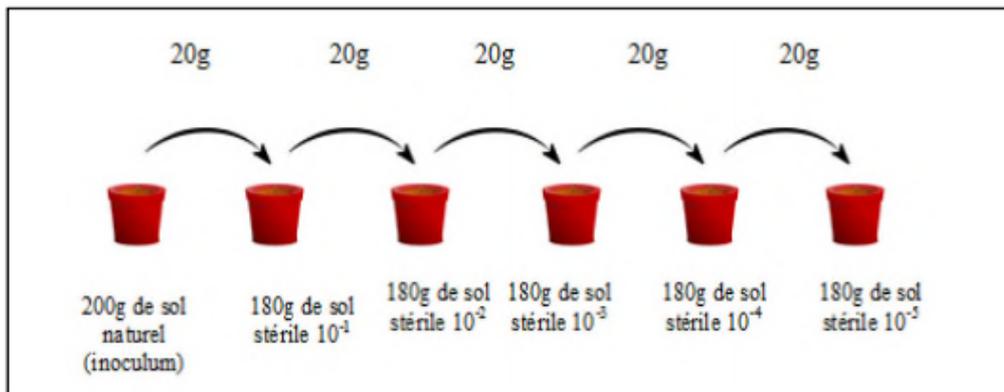


Figure 31. Schéma de la technique de dilution utilisée dans la réalisation du test du nombre le plus probable (MPN).

IV.2. Méthode de calcul du MPN

La méthode de calcul du MPN décrite par Alexandre (1965) est basée sur l'utilisation de la table de Cochran (1950). Elle permet d'estimer la richesse d'un sol en propagules de champignons endomycorhiziens à arbuscules.

Après 16 semaines de culture, les racines des plants-test sont prélevées, traitées et colorées selon la méthode de Phillips et Haymann (1970) puis observées au microscope optique. Un point d'entrée du champignon suffit pour que l'infection soit présente. On lui attribue la valeur de (1). On dénombre pour chaque dilution le nombre de racines infectées et on détermine la dernière dilution (P_1) dans laquelle il y a un maximum de plantes infectées ($P_1 \leq 5$). Le nombre de plantes infectées dans les deux dilutions successives (P_2 et P_3) est ensuite déterminé.

Les valeurs P_1 , P_2 et P_3 permettent de calculer le MPN en se rapportant à la table de Cochran (1950). Le MPN ainsi calculé est ensuite exprimé par Kg de sol et les valeurs obtenues sont encadrées dans l'intervalle de confiance 95% ($MPN/3,30 < MPN < MPN \times 3,30$).

V. Evaluation de l'efficacité des champignons endomycorhizogènes des oliveraies

La mise en évidence de l'efficacité de l'infection par les champignons endomycorhiziens des sols nécessite l'utilisation de souches fongiques connues pour être infectives et performantes. En effet, de jeunes plants d'oliviers sont soumis à différents traitements mycorhiziens afin d'analyser l'effet des complexes endomycorhizogènes, isolés du sol, sur leur état sanitaire en comparaison à des souches dont l'efficacité a été démontrée.

Conclusion

L'Olivier (*Olea europaea* L.) est l'un des arbres les plus caractéristiques de la Kabylie; il a une grande importance nutritionnelle, sociale, culturelle et économique sur les populations de cette région où il est largement distribué. Il présente une remarquable rusticité et une plasticité lui permettant de produire dans des conditions difficiles, mais sa productivité reste toujours limitée à cause des agressions d'origine biotiques et abiotiques.

Le développement durable de la culture de l'olivier doit se faire en accord avec la préservation de l'environnement. Les nouvelles biotechnologies basées sur l'exploitation des bénéfices de la symbiose mycorhizienne vont permettre une réduction considérable d'intrants chimiques de synthèse et de ce fait elles ouvrent des alternatives fortes intéressantes en production et en protection végétale.

Les champignons endomycorhiziens peuvent améliorer les performances des oliviers dans des conditions de stress biotique et abiotique soit directement, par l'amélioration de la nutrition minérale et de la croissance ainsi que la modification de la physiologie de l'arbre, ou indirectement par l'activation des mécanismes de défense de la plante.

Bien qu'elle soit une plante particulièrement mycotrophique, l'impact de la symbiose mycorhizienne sur la santé de l'olivier demeure mal connu. La plupart des études effectuées sur ce sujet ont traité la verticilliose. Par ailleurs, ces travaux sont généralement menés en pépinière mais presque jamais dans les vergers.

L'une des étapes critiques de l'application des CMA pour améliorer la santé de l'olivier en Kabylie est la sélection d'isolats appropriée et efficaces qui pourraient être utilisés comme inoculants. De ce fait, il serait intéressant de conduire des travaux de recherche sur l'isolement, l'identification et la sélection d'espèces mycorizogènes indigènes, présentant à la fois une forte infectivité et une bonne adaptation aux conditions du sol des oliveraies.

La détection moléculaire des populations mycorhiziennes indigènes dans les racines de l'olivier dans les conditions naturelles est nécessaire pour relier le succès et la résistance qu'un champignon mycorhizien donné peut produire après son inoculation. Il est essentiel que le meilleur inoculum soit choisi pour optimiser les chances de la colonisation racinaire et préserver tout le potentiel mycorizogène du champignon sélectionné. Il serait également judicieux d'étudier l'impact des CMA sur la résistance de l'olivier aux insectes ravageurs qui constituent un véritable fléau en Kabyle. La mycorhization contrôlée des plants en pépinières, avant leur transplantation, devrait être une étape obligatoire dans tout programme de plantation d'oliviers. Cette technique biotechnologique permet d'obtenir des plantes plus robustes et résistantes aux différents stress environnementaux.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Bago B, Pfeffer PE, Shachar-Hill Y. 2000.** Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizas. *Plant Physiology* 124: 949–958.
- Beddiar A., Mekahlia M.N., 2007.** Infectivité et efficacité de 4 morphotypes de spores de champignons endomycorhiziens à arbuscules extraits de sols Algériens et inoculés à l'Oléastre (*Olea oleaster* « HOOFG. Et LINK. ». Colloque international sur les Bio Tech World. 24-25 Novembre. Oran, Algérie, pp. 18.
- Binet M.N, Lemoine M.C., Martin, Chambon C., Gianinazzi., 2007.** Micropropagation of Olive (*Olea europaea* L.) and application of mycorrhiza to improve plantlet establishment. *In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant*, 43:473-478.
- Bonfante P, Bianciotto V. 1995.** Saprotrophic versus symbiotic phase in endomycorrhizal fungi: morphology and cytology, in: Hodi B and Varma A. (Eds.), *Mycorrhizas: molecular biology and biotechnology*, SpringerVerlag, Germany, pp. 229–247.
- Bonfante-Fasolo P., Gripioli R., 1982.** Données actuelles sur l'écologie des mycorhizes. In : *Les mycorhizes. Partie integrante de la plante : biologie et perspective d'utilisation*. Coll. I.N.R.A., Dijon, France, 13 : 25-36.
- Bompadre, M.J.; Rios De Molina, M.C.; Colombo, R.P.; Fernandez Bidondo, L.; Silvani, V.A.; Pardo, A.G.; Ocampo, J.A.; Godeas, A.M. 2013.** Differential efficiency of two strains of the arbuscular mycorrhizal fungus *Rhizophagus irregularis* on olive (*Olea europaea*) plants under two water regimes. *Symbiosis*, 61, 105–112.
- Bompadre, M.J.; Pérgola, M.; Fernández Bidondo, L.; Colombo, R.P.; Silvani, V.A.; Pardo, A.G.; Ocampo, J.A.; Godeas, A.M. 2014.** Evaluation of arbuscular mycorrhizal fungi capacity to alleviate abiotic stress of olive (*Olea europaea* L.) plants at different transplant conditions. *Sci. World J.*
- Boudiaf Nait Kaci M., 2014.** Biodisponibilité du phosphore dans la rhizosphère de l'olivier (*Olea europaea* L.). Thèse doctorat. Spécialité agronomie.
- Boutaj, H.; Meddich, A.; Wahbi, S.; Moukhli, A.; El Alaoui-Talibi, Z.; Douira, A.; Filali-Maltouf, A.; El Modafar, C. 2020.** Improvement of growth and development of olive tree by mycorrhizal autochthonous inoculum. *Res. J. Biotechnol.* 15, 76–84.
- Briccoli Bati, C.; Santilli, E.; Lombardo, L. 2014.** Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and on micronutrient and macronutrient uptake and allocation in olive plantlets growing under high total Mn levels. *Mycorrhiza*, 25, 97–108.

Brundrett M. C. 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.

Bowen, G. D. 1973. Mineral nutrition of ectomycorrhizae, p. 151-205. In G. C. Marks and T. T. Kozlowski (eds.) *Ectomycorrhizae- Their ecology and physiology*. Academic Press, Inc., New York and London.

Calvo-Polanco, M.; Sánchez-Castro, I.; Cantos, M.; García, J.L.; Azcón, R.; Ruiz-Lozano, J.M.; Beuzón, C.R.; Aroca, R. 2016. Effects of different arbuscular mycorrhizal fungal backgrounds and soils on olive plants growth and water relation properties under well-watered and drought conditions. *Plant Cell Environ.* 39, 2498–2514.

Chatzistathis, T.; Orfanoudakis, M.; Alifragis, D.; Therios, I. 2013. Colonization of Greek olive cultivars' root system by arbuscular mycorrhiza fungus: Root morphology, growth, and mineral nutrition of olive plants. *Sci. Agric.*, 70, 185–194.

Chenchouni, H.; Mekahlia, M.N.; Beddiar, A. 2020. Effect of inoculation with native and commercial arbuscular mycorrhizal fungi on growth and mycorrhizal colonization of olive (*Olea europaea* L.). *Sci. Hortic.*, 261, 108969.

Chliyeh, M.; Ouazzani Touhami, A.; Filali-Maltouf, A.; El Modafar, C.; Moukhli, A.; Oukabli, A.; Benkirane, R.; Douira, A. 2014. Effect of a composite endomycorrhizal inoculum on the growth of olive trees under nurseries conditions in Morocco. *Int. J. Pure Appl. Biosci.* 2, 1–14.

Dag, A.; Yermiyahu, U.; Ben-Gal, A.; Zipori, I.; Kapulnik, Y., 2009. Nursery and post-transplant field response of olive trees to arbuscular mycorrhizal fungi in an arid region. *Crop. Pasture Sci. Crop. Pasture Sci.*, 60, 427–433.

Dalpe Y., 2004. Mycorrhizal fungi biodiversity in Canadian universitysoils. *Can. J. Sci.*,83 : 321-330.

Del Mar Alguacil, M.; Torrecillas, E.; Kohler, J.; Roldàn, A., 2011. A molecular approach to ascertain the success of “in situ” AM fungi inoculation in the revegetation of a semiarid, degraded land. *Sci. Total Environ.*, 409, 2874–2880.

Dechamplan N., Gosselin L., 2002. Les champignons mycorrhiziens. PISTES. Université Laval. Québec. Canada, 12p

Diédhiou AG, Selosse MA, Galiana A, Diabaté M, Dreyfus B, Bâ AM, De Faria, SM, Béna G, 2010. Multi-host ectomycorrhizal fungi are predominant in a Guinean tropical rainforest and shared between canopy trees and seedlings. *Environmental Microbiology*, 2 (8): 2219-2232.

- Ditengou F.A. 2000.** Mise en evidence de l'antagonisme hypaphorine / AIA lors du développement de l'ectomycorhize *Pisolithus tinctorius-Eucalyptus globulus*. Thèse de l'Université Henri Poicaré.
- Duhoux E., Nicole M., 2004.** Biologie végétale. Associations et interactions chez les plantes. Ed DUNOD, 166P.
- Duponnois, R., Hafidi, M., Ndoye, I., Ramanankierana, H., Bà, A. M. (2013).** Des champignons symbiotiques contre la désertification: écosystèmes méditerranéens, tropicaux et insulaires, 511P.
- Duponnois, R., Founoune, H., Masse, D. & Pontanier, R. (2005).** Inoculation of *Acacia holosericea* with ectomycorrhizal fungi in a semi-arid site in Senegal: growth response and influences on the mycorrhizal soil infectivity after 2 years plantation. *Forest Ecology and Management*, 207: 351-362.
- Fortin J. A., Plenchette Ch., Piché Y., 2016.** Les mycorhizes : l'essor de la nouvelle révolution verte. Ed Quae. 184p
- Garbaye J. 1991.** Biological interactions in the mycorrhizosphere. *Experientia*, 47(4), 370-375.
- Garbaye, J. (2013).** La symbiose mycorhizienne : Une association entre les plantes et les champignons. 6 ème éd. Paris: Editions Quae. 280 P.
- Hampp R, Wiese J, Mikolajewski S, Nehls U (1999).** Biochemical and molecular aspects of C/N interaction in ectomycorrhizal plants: An update. *Plant and Soil* 215 : 103-113
- Hampp R. and Wingler A., 1997.** The role of mycorrhiza. A molecular approach to primary metabolism in higher plants. In: C Foyer and WP Quick. Eds, Taylor & Francis, London, p. 275-292.
- He, X., Nara, K. (2007).** Element biofortification : can mycorrhizas potentially offer a more effective and sustainable pathway to curb human malnutrition. *Trends in Plant Science*, 12 : 331-333.
- Horan D. P., Chilvers G. A. 1990.** Chemotropism—the key to ectomycorrhizal formation?. *New phytologist*, 116(2), 297-301.
- Iassac S.,1992.** Fungal-Plant Interactions. Chapman and Hall Eds. London, 418 p
- Kapulnik, Y.; Tsrer, 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.

- El-Shazly, M.M.; Ghieth, W.M., 2019.** Effect of Some Biofertilizers and Humic Acid Application on Olive Seedlings Growth under Irrigation with Saline Water. *Alex. Sci. Exch. J.*, 40, 263–279.
- Ferreira, G.M.D.R.; Melloni, R.; da Silva, L.F.D.O.; Martins, F.B.; Gonçalves, E.D., 2015.** Arbuscular mycorrhizal fungi in seedling development of olive (*Olea europaea* L.) in the south of Minas Gerais, Brazil. *Rev. Bras. Cienc. Do Solo*, 39, 361–366.
- Fouad, M.O.; Essahibi, A.; Benhiba, L.; Qaddoury, A., 2014.** Effectiveness of arbuscular mycorrhizal fungi in the protection of olive plants against oxidative stress induced by drought. *Span. J. Agric. Res.*, 12, 763–771.
- Fortin J. A., Plenchette C., Piché Y. 2008.** Les mycorhizes : La nouvelle révolution verte. Editions Multimondes. 148p.
- Garbaye J., 2013.** La symbiose mycorhizienne. Une association entre les plantes et les champignons. Edition Quae.
- Gay G., Normand L., Marmeisse R., Sotta B., Debaud J. C. 1994.** Auxin overproducer mutants of *Hebeloma cylindrosporum* Romagnesi have increased mycorrhizal activity. *New Phytologist*, 128(4), 645-657.
- Gianinazzi S., Gollotte A., Binet M.N., van Tuinen D., Redecker D., et Wipf D., 2010.** Agroecology: the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*. pp: 3-7.
- Jiménez-Moreno, M.J.; Moreno-Márquez, M.d.C.; Moreno-Alías, I., 2018.** Rapoport, H.; Fernández-Escobar, R. Interaction between mycorrhization with *Glomus intraradices* and phosphorus in nursery olive plants. *Sci. Hortic*, 233, 249–255.
- Kara, Z.; Arslan, D.; Güler, M.; Güler, S., 2015.** Inoculation of arbuscular mycorrhizal fungi and application of micronized calcite to olive plant: Effects on some biochemical constituents of olive fruit and oil. *Sci. Hortic.*, 185, 219–227.
- Khabou, W.; Hajji, B.; Zouari, M.; Rigane, H.; Abdallah, F. Ben., 2014.** Arbuscular mycorrhizal fungi improve growth and mineral uptake of olive tree under gypsum substrate. *Ecol. Eng.*, 73, 290–296.
- Lambers, H., Raven, J.A., Shaver, G.R. & Smith, S.E. (2008).** Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. *Trends in Ecology & Evolution*, 23: 95-103.
- Le Tacon F. et Selosse M.A., 1997.** Le rôle des mycorhizes dans la colonisation des continents et la diversification des écosystèmes terrestres. Equipe de Microbiologie forestière. Centre de Recherches de l'INRA de Nancy. 24 p.

Martin F., Tagu D. 1999. Developmental biology of a plant-fungus symbiosis: the ectomycorrhiza. In *Mycorrhiza*, 51-73. Springer Berlin Heidelberg.

M'barki, N.; Chehab, H.; Aissaoui, F.; Dabbaghi, O.; Attia, F.; Mahjoub, Z.; Laamari, S.; Chihaoui, B.; del Giudice, T.; Jemai, A., 2018. Effects of mycorrhizal fungi inoculation and soil amendment with hydrogel on leaf anatomy, growth and physiology performance of olive plantlets under two contrasting water regimes. *Acta Physiol. Plant*, 40, 116.

Mechri, B.; Tekaya, M.; Cheheb, H.; Attia, F.; Hammami, 2015M. Accumulation of flavonoids and phenolic compounds in olive tree roots in response to mycorrhizal colonization: A possible mechanism for regulation of defense molecules. *J. Plant Physiol.*, 185, 40–43.

Mechri, B.; Attia, F.; Tekaya, M.; Cheheb, H.; Hammami, M., 2014. Colonization of olive trees (*Olea europaea* L.) with the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus* sp. modified the glycolipids biosynthesis and resulted in accumulation of unsaturated fatty acids. *J. Plant Physiol.*, 171, 1217–1220.

Meddad-Hamza, A.; Beddiar, A.; Gollotte, A.; Lemoine, M.C.; 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.

Merwad, M.A.; Shahin, M.F.M.; Haggag, L.F. . 2018. Optimizing growth of “Picual” olive seedlings by using organic and biofertilizers as soil application under greenhouse condition. in *J. Chemtech Res.* 2015, 8, 36–42. 11. Kour, D.; Bakshi, P.; Wali, V.K.; Sharma, N.; Sharma, A.; Iqbal, M. Alternate Bearing in Olive—A Review. *Int. J. Curr. Microbiol. Appl. Sci*, 7, 2281–2297.

Mousain D., Matumoto Pinto P., et Quinquampoix H., 1997. Le rôle des mycorhizes dans la nutrition phosphatée des arbres forestiers. *Revue Franc.*49.n° spécial .pp: 67-81.

Neumann G.and Römheld V.. 2007. The release of root exudates as affected by the plant's physiological status. In Pinton R, Varanini Z, Nannipieri P (Eds.), *the rhizosphere*. New York, USA: Marcel Dekker Inc .pp: 41-94.

Nouaïm R. et Chaussod N., 1996. Rôle des mycorhizes dans l'alimentation hydrique et minérale des plantes, notamment des ligneux de zones arides. *Revue CIHEAM, Option Méditerranéennes*. 18 p.

Norman JR, Atkinson D, Hooker JE. 1995. Arbuscular mycorrhizal fungal-induced alteration to root architecture in strawberry and induced resistance to the root pathogen *Phytophthora fragariae*. *Plant and Soil* **185**: 191– 198.

- Oburger E., Jones D. L. & Wenzel W. W., 2010.** Phosphorus saturation and pH differentially regulate the efficiency of organic acid anion-mediated P solubilization mechanisms in soil. Springer Science, Business Media B.V. Plant Soil, Regular Article 20p.
- Ouledali, S.; Ennajeh, M.; Zrig, A.; Gianinazzi, S.; Khemira, H., 2018.** Estimating the contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to drought tolerance of potted olive trees (*Olea europaea*). Acta Physiol. Plant., 40, 81.
- Ouledali, S.; Ennajeh, M.; Ferrandino, A.; Khemira, H.; Schubert, A.; Secchi, F. 2019.** Influence of arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on the control of stomata functioning by abscisic acid (ABA) in drought-stressed olive plants. South. Afr. J. Bot., 121, 152–158.
- Peterson R. L., Massicotte H. B., Melville L. H. 2004.** Mycorrhizas: anatomy and cell biology. CABI publishing. 182 p.
- Peterson R.L., Wagg C and Pautler M., 2008.** Association between microfungi endophytes and roots: do structural features indicate function. Department of Molecular and Cellular Biology. University of Guelph. Ontario Canada. 12p.
- Porrás-Soriano, A.; Soriano-Martín, M.L.; Porrás-Piedra, A.; Azcón, R. . 2009** Arbuscular mycorrhizal fungi increased growth, nutrient uptake and tolerance to salinity in olive trees under nursery conditions. J. Plant Physiol, 166, 1350–1359.
- Read, D.J. (1991).** Mycorrhizas in ecosystems-nature's response to the law of the minimum, in: Frontiers in Mycology. D.L. Hawksworth, ed., CAB International, Wallingford, U.K. pp. 101-130. In Gupta, V., Satyanarayana, T., Garg, S. (2000). General aspects of mycorrhiza. In Mycorrhizal biology (pp. 27-44). Springer, Boston, MA.
- Requena N, Serrano E, Ocón A, Breuninger M. 2007.** Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhiza establishment. Phytochemistry 68: 33–40.
- Roldan-Fajardo B.E, Barea J. M., 1986.** Mycorrhizal dependency in the olive tree (*Olea europea* L.) Physiological and genetical aspects of the Mycorrhizae. Proc. Of the first Europ. Symp. on Mycorrhizae, Dijon, INRA, Paris, France, pp. 323-326.
- Scotland R.W., Olmstead R.G., Bennett J.R., 2003.** Phylogeny Reconstruction: The Role of Morphology. Systematic biology, 52 (4) : 539-548.
- Sharifi, M., Ghorbanli, M., Ebrahimzadeh, H. (2007).** Improved growth of salinity-stressed soybean after inoculation with salt pre-treated mycorrhizal fungi. J. Plant Physiol.164:1144– 1151. In Nadeem, S. M., Khan, M. Y., Waqas, M. R., Binyamin, R., Akhtar, S., Zahir, Z. A. (2017). Arbuscular mycorrhizas: An overview. In Arbuscular Mycorrhizas and Stress Tolerance of Plants (pp. 1-24). Springer, Singapore.

- Sidhoum, W.; Fortas, Z. (2013).** Effect of Arbuscular mycorrhizal fungi on growth of semi-woody olive cuttings of the variety “Sigoise” in Algeria. *Am. J. Res. Commun.* 2013, 1, 244–257.
- Sheng M, Tang M, Chen H, Yang B, Zhang F, Huang Y. 2008.** Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza* 18: 287–296.
- Smith and Read 2007.** *Mycorrhizal Symbiosis*, 2nd Ed. Academic Press, London. Smith S.E.,
- Smith S.E., Read, D.J. 2008.** *Mycorrhizal Symbiosis*, 2nd edition. Academic Press, Toronto, Canada, 605 p.
- Smith F.A. et Jakobsen I., 2003 :** Mycorrhizal fungi can dominate phosphate supply to plants irrespective of growth responses. *Plant Physiology* 133, 16–20.
- Sidhoum, W.; Fortas, Z., 2013.** Effect of Arbuscular mycorrhizal fungi on growth of semi-woody olive cuttings of the variety “Sigoise” in Algeria. *Am. J. Res. Commun.*, 1, 244–257.
- Strullu DG 1991 *Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Techniques et Documentation Lavoisier. Paris ; 242 p .*
- Tagu D, Nasse B, Martin F (1996).** Cloning and characterization of hydrophobin encoding cDNAs from the ectomycorrhizal basidiomycete *Pisolithus tinctorius*. *Gene* 168: 93-97
- Tedersoo L., May T. W., Smith M. E. 2010.** Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. *Mycorrhiza*, 20(4), 217-263.
- Tekaya, M.; Mechri, B.; Mbarki, N.; Cheheb, H.; Hammami, M.; Attia, F. 2017.** Arbuscular mycorrhizal fungus *Rhizophagus irregularis* influences key physiological parameters of olive trees (*Olea europaea* L.) and mineral nutrient profile. *Photosynthetica*, 55, 308–316.
- Van der Heijden, M.G.A, Sanders, I.R (2002).** *Mycorrhizal Ecology*. Springer, Berlin.
- Wright SF, Upadhyaya A. 1998. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 198: 97–107.

Résumé

La symbiose mycorhizienne, association entre les racines d'une plante et les micro-organismes du sol, est la plus répandue des relations connues dans le monde végétal. Cette étude bibliographique s'intéresse à l'impact des champignons endomycorhiziens sur la santé de l'olivier (*Olea europaea* L.) dans la région de la Kabylie. En effet, cette espèce emblématique de la région, subit de nombreuses contraintes environnementales qui provoquent d'importantes pertes de productions. De nombreux travaux ont montré que l'olivier est une espèce mycotrophe. De plus, la mycorhization permet d'améliorer son alimentation hydrique et minérale, sa croissance et par conséquent sa tolérance aux stress biotiques et abiotiques. Une meilleure compréhension des mécanismes de protection de cette culture induit par les champignons endomycorhiziens permettra de développer des outils de lutte biologique plus efficaces et facile à appliquer.

Mots clés : symbiose mycorhizienne, olivier, champignons endomycorhiziens, lutte biologique, stress biotique, stress abiotique.

Abstract

Mycorrhizal symbiosis, the association between the plant roots and soil microorganisms, is the most known common relationship in the plant world. This bibliographical study examines the impact of endomycorrhizal fungi on the health of the olive tree (*Olea europaea* L.) in Kabylia. Indeed, this emblematic species, is subjected to numerous environmental constraints which cause significant losses of production. Many studies have shown that the olive tree is a mycotrophic species. In addition, mycorrhization improves its water and mineral nutrition, its growth and therefore its tolerance to biotic and abiotic stresses. A better understanding of the protection mechanisms of this culture induced by endomycorrhizal fungi will allow the development of biological control tools that are more effective and easy to apply.

Keywords: mycorrhizal symbiosis, olive tree, endomycorrhizal fungi, biological control, biotic stress, abiotic stress.