

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOULOUD MAMMARI DE TIZI-OUZOU



Faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques

Département de biologie animale et végétale

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master en biologie

Option : Génétique et amélioration végétales

Etude des mycorhizes du merisier (*Prunus avium*) de la région de Beni-Zmenzer, dans la Wilaya de Tizi-Ouzou

Présenté par Mr. DJAOUI Moussa

Présidente : Mme SAHMOUNE F.	Maitre assistante chargée de cours classe A à l'U.M.M.T.O
Promotrice : Mme TALEB K.	Maitre assistante chargée de cours classe A à l'U.M.M.T.O
Co-promotrice : Mme LAMRI T.	Maitre-assistante chargée de cours classe A à l'U.M.M.T.O
Examinatrice : Mlle ABDELLAOUI K.	Maitre assistante chargée de cours classe A à l'U.M.M.T.O
Examineur : M. MEDJBEUR Dj.	Maitre assistant chargé de cours classe A à l'U.M.M.T.O

2015/2016

Soutenu le : 04/07/2016

Ce mémoire n'aurait pas pu être ce qu'il est, sans l'aide d'ALLAH qui m'a donné la force afin de l'accomplir.

Je tiens à exprimer mes profonds remerciements et ma vive reconnaissance à une femme que les mots ne peuvent décrire, qui est comme une mère pour moi, ma très chère inestimable promotrice, le docteur Taleb-Toudert Karima, qui a su, me conseiller au long de la réalisation de ce travail.

M^{me} LAMRI T., ma co-promotrice qui m'a initié et qui m'a aidé dans la réalisation des analyses pédologiques du sol

M^{me} MAGUEMOUNE S ingénieur de laboratoire de pédologie pour sa gentillesse et son esprit scientifique.

Je remercie vivement les membres du jury:

Mme. SAHMOUNE F., Mlle. ABDELLAOUI K., Mr. MEDJBEUR Dj., pour l'intérêt qu'ils ont accordé à mon travail en acceptant de l'examiner.

Merci aux camarades Mlle. AZIBI T., Mlle. KHELLIL H., MONSEUR S., Mr. MAMMAR J., Mr. AMRANE H., OULD-RABAH S., KAL S., DEFFOUN M., pour leur aide physique et moral.

Enfin je tiens à remercier toutes les personnes qui m'ont aidé directement ou indirectement à réaliser mon projet de fin d'études.

Dédicaces

Je dédie ce travail

*A mes très chers parents, pour leur dévouement, leur amour,
leur soutien moral et financier durant tout le long de
mes études.*

*Ma très chère promotrice madame Taleb, pour sa
gentillesse, sa gratitude, sa disponibilité et son soutien.*

*Mes frères pour leur disponibilité, leur soutien moral et
leurs encouragements incessants.*

Toute ma famille en France

*Mes Amis et à tout ceux qui ont donné sans attendre rien au
retour.*

Liste des figures

Figure 1 : Principaux types mycorhiziens actuels représentés sur une coupe transversale de la racine.

Figure 2 : Ectomycorhizes de *Boletus parasiticus* produit des ectomycorhizes qui forment ici des gaines enveloppant les racines du pin rouge (*Pinus resinosa*).

Figure 3 : Ectomycorhizes Coupe à travers les ectomycorhizes très développées d'une plantule de pin (*Pinus conforta*).

Figure 4 : Quelques structures formées par l'endomycorhize à vésicules et arbuscules.

Figure 5 : Spores de Gloméromycètes.

Figure 6 : représentation schématique d'un apex racinaire mycorhizé par un champignon arbusculaire .

Figure 7 : Pseudomycorhizes à endophytes bruns cloisonnés.

Figure 8 : Morphologie générale d'un jeune arbre de *Prunus avium* .

Figure 9 : Feuilles de *Prunus avium*.

Figure 10 : Jeune fruit de *Prunus avium*.

Figure 11 : Situation géographique de la station d'étude Oumaden, dans la région de Beni-Zmenzer en Algérie dans la wilaya de Tizi-ouzou.

Figure 12 : illustration du protocole de prélèvement des racines.

Figure 13 : Illustration de protocole de lavage et tri des racines de *Prunus avium* au laboratoire.

Figure 14: Disposition des tamis de maille 63µm, 80µm, 125µm, 160µm, 250µm, 500µm, respectivement l'un au –dessus de l'autre.

Figure 15 : Technique de filtration du substrat en vue d'isoler les spores.

Figure 17: tubes à essai contenant les spores séparer sellent le forme et la couleur.

Figure 16: observation avec une loupe des aliquotes prélevés.

Figure 18 : Détails des principales structures d'une endomycorhize VA.

Figure 19 : Hyphes de type pseudo-endomycorhize à endphytes bruns cloisonnés (DSA).

Figure 20 : Microsclérotés fongiques remplissant les cellules racinaires.

Figure 21 : Différents morphotypes de spores isolées à partir de la rhizosphère de *Prunus avium* de la station de Beni-Zmenzer.

Figure 22 : Différents morphotypes de spores isolées à partir de la rhizosphère de *P. avium*.

Figure 23 : Différents morphotypes de spores isolées à partir de la rhizosphère de *Prunus avium*.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Caractéristiques physico-chimiques du sol de la station de Beni-Zmenzer.

Tableau 2 : Paramètres de mycorhization de *Prunus avium*.

Tableau 3 : Principales caractéristiques (forme et diamètre approximatif) des différents types des spores et leur identification.

Sommaire

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Liste des figures

Liste des tableaux

Chapitre I : La symbiose mycorhizienne

1.	Symbiose mycorhizienne	3
2.	Définition du terme mycorhize	3
3.	Différents types de mycorhizes	3
3.1.	Ectomycorhizes	4
3.2.	Endomycorhizes	5
3.2.1.	Endomycorhizes arbusculaires	6
3.2.2.	Endomycorhizes éricoïdes	11
3.2.3.	Endomycorhizes orchidoïdes	11
3.3.	Ectendomycorhizes	11
4.	Pseudomycorhizes à endophytes (Dark Septate Endophyte DSE)	11
5.	Bénéfices de la mycorhization	12
6.	Modifications physiologiques dues aux mycorhizes	13

Chapitre II : Monographie sur la plante hôte : Le merisier

1.	Aspect général de la plante hôte : le merisier (<i>Prunus avium</i>)	14
2.	Description de <i>Prunus avium</i>	15
3.	Classification botanique	17
4.	Répartition géographique dans le monde	17
5.	Ecologie du merisier	18
6.	Mode de reproduction du merisier	18
6.1.	Graines	18
6.2.	Rejets	18
6.3.	Drageons	18
7.	Propriétés et utilisation	19

Chapitre III : Matériel et méthodes

1.	Présentation de la station d'étude	20
2.	Matériel végétal	20

3.	Prélèvement des racines	21
4.	Tri et conservations des racines	21
5.	Etudes anatomique des mycorhizes	22
5.1.	Coloration	22
5.2.	Montage	22
6.	Technique d'évaluation de l'infection endomycorhizienne	23
7.	Extraction et isolement des spores	24
8.	Observation des spores	25
9.	Abondance relative des spores	26
10.	Description morphologique des spores isolées	26
11.	Analyse physico-chimique du sol	26

Chapitre IV : Résultats et discussion

1.	Caractéristique physico-chimiques du sol	27
2.	Associations symbiotiques chez un peuplement naturel du merisier	27

P.avium

2.1.	Statut mycorhizien et cytologique de P.avium	30
2.2.	Resulttas des paramètres de mycorhization	30

3.	Diversité des CMA du sol rhizosphérique du merisier de Beni-Zmener	31
-----------	---	----

3.1.	Description morphologique des spores de CMA rencontrées au niveau de la rhizosphère de Prunus avium	32
------	---	----

3.2.	Abondance relative des spores appartenant aux différents genres de champignons endomycorhiziens	36
------	---	----

4.	Discussion	37
-----------	-------------------	----

Conclusion et perspectives	40
-----------------------------------	----

Références bibliographiques

Annexes

Introduction

Introduction

Certains végétaux sont capables de s'installer et de se maintenir dans les sols pauvres en éléments minéraux grâce en partie à des champignons mycorhiziens à arbuscules (MA) ; ces derniers qui appartiennent à l'ordre des Glomales et à la classe des Zygomycètes sont des micro-organismes du sol très ubiquistes présents dans la plupart des taxons végétaux et dans 67% des familles végétales (Sieverding, 1991).

Leur rôle dans l'amélioration de la nutrition phosphatée, la résistance et la survie des plantes au stress hydrique comme la protection contre certains agents pathogènes telluriques a fait l'objet d'innombrables études aussi bien chez les espèces ligneuses que chez les variétés horticoles et céréalières (Strullu et al., 1991). En effet, il est connu que le développement des plantes dépend des interactions qu'elles entretiennent avec le milieu environnemental, notamment avec les micro-organismes du sol (Barea et al., 1993 ; Smith et Read, 1997)

Les microorganismes symbiotiques sont considérés comme un groupe microbien "clés" dans le fonctionnement des écosystèmes terrestres en particulier pour leur capacité à promouvoir le développement des plantes dans des milieux dégradés. Au sein de ce groupe de champignons existe un type de taille microscopique et à habitat commun de la majorité des sols, ce sont les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Ces entités fongiques établissent une symbiose mutualistique avec la majorité des plantes terrestres allant des Bryophytes jusqu'aux Angiospermes (Boullard, 1990 ; Demars et Broener, 1995).

De nombreuses études se sont intéressées essentiellement aux interactions ectomycorhiziennes, rares sont les études menées sur les relations à caractère endotrophe. Elles se sont limitées à quelques espèces telles que le Cyprès de l'Atlas l'olivier et l'eucalyptus (Khelfen Goucem, 2000 ; Sidhoum, 2011 ; Benmazari, 2012).

Le merisier (*Prunus avium*) et un arbre des régions tempérées de la famille des Rosaceae, c'est une essence disséminée qui se trouve le plus souvent sous la forme de petits peuplements poussant en bouquets de 10 à 200 arbres au sein de forêt constituée principalement d'autres essences dites sociales (chênes, hêtre,..)(Stoekel, 2006).

Cette espèce présente un intérêt économique pour l'Homme : elle est exploitée en sylviculture pour son bois de qualité, en arboriculture pour ses fruits, en horticulture pour sa capacité de porte-greffe des variétés de *Prunus* ornementaux ou encore comme essence favorable au développement et à la fixation de « gibiers ». Par ailleurs, au-delà de son utilisation

pragmatique et économique pour l'Homme, cette espèce est porteuse de valeurs culturelles et patrimoniales fortes dans de nombreux pays d'Europe.

Largement présente dans toute l'Europe, elle serait originaire d'Asie mineure. Le merisier était probablement présent dans les forêts occidentales bien avant que les variétés fruitières ne soient mentionnées dans les écrits. Une partie de l'espèce subit un processus de domestication et de sélection dirigées à des fins culinaires et ornementales depuis probablement le premier millénaire avant JC, Ainsi, le merisier « forestier » serait à l'origine des variétés domestiques de cerises douces (Bigarreaux à chair ferme et guignes à chair molle) (Tavaud 2002).

En Algérie, dans la région de Kabylie, cette espèce est aussi bien appréciée pour son utilisation comme porte-greffe que comme aliment pour le bétail.

Très peu d'études ont été consacrées à cette essence, pour cela notre contribution rentre dans le cadre de la mise en évidence pour la première fois de la diversité et la structuration des communautés de champignon mycorhizien arbusculaire endogènes associés à la rhizosphère de *Prunus avium* dans un sol de Beni-Zmenzer en Kabylie dans la wilaya de TiziOuzou.

En effet, le merisier est une essence dont le statut mycorhizien n'est pas largement étudié, hormis l'étude effectuée par Maire (1991) en France.

Cette étude préliminaire est la première effectuée en Kabylie sur un peuplement de *Prunus Avium*.

Cette étude est scindée en trois parties :

- La première est consacrée à une revue bibliographique relative au phénomène de mycorhization et à la plante hôte *Prunus avium*.
- La deuxième partie développe le matériel et méthodes utilisés pour l'étude de l'association mycorhizienne de *Prunus avium*.
- Dans la troisième partie sont présentés les résultats et leur discussion et enfin une conclusion complète notre travail.

La symbiose mycorrhizienne

1. Symbiose mycorhizienne

La symbiose mycorhizienne est une relation impliquant un échange bi-directionnel des ressources entre deux partenaires les racines d'une plante et un champignon. C'est l'une des associations biologiques les plus communes et largement étudiées entre des plantes et des microorganismes. Il a d'ailleurs été suggéré que 80 % des espèces de plantes terrestres, 90 % des espèces de plantes vasculaires et plus de 95 % de l'ensemble des familles de plantes soient mycorhizées (Smith et Read, 1997).

2. Définition du terme mycorhize

Le terme mycorhize est formé à partir des mots grecs *myko*, « champignon », et *rhiza*, « racine », il apparaît en 1885 grâce à Franck (Silar et Malagnac, 2013).

Les mycorhizes relèvent de l'association d'un organisme photosynthétique, soit une plante verte, et d'un champignon filamenteux : l'ensemble constitue une autre forme de symbiose végétale (Fortin et al., 2008). Les mycorhizes sont une symbiose mutualiste de caractère biotrophe dans laquelle l'hôte autotrophe fournit des composés carbonés, fruits de la photosynthèse, au symbiote hétérotrophe, le champignon, au sein d'un microhabitat protégé. En échange, le champignon apporte des nutriments minéraux, principalement le phosphore, et de l'eau grâce à un système ramifié d'hyphes extra-racinaires capables d'explorer le sol au-delà de la zone d'influence de la racine (Barea et al., 1980). Le monde des champignons est extrêmement diversifié : on estime à 1.5 million le nombre d'espèces fongiques existant actuellement sur la planète mais guère plus de 100 000 (soit à peine 7%) ont jusqu'alors été décrites et nommées. Cependant, seuls trois groupes de champignons sont concernés par l'association symbiotique avec les plantes : les Basidiomycètes, les Ascomycètes et les Gloméromycètes (Garbaye, 2013).

3. Différents types de mycorhizes

Les structures générées par l'association mycorhizienne mutualiste peuvent être classées sur la base de critères écologiques, morphologiques et physiologiques. Smith et Read, (1997) décrivent sept types de mycorhizes dont les endomycorhizes à arbuscules, les ectomycorhizes, les ectendomycorhizes, ainsi que des mycorhizes arbutoïdes, monotropoïdes, éricoïdes et orchidoïdes (Fig 1).

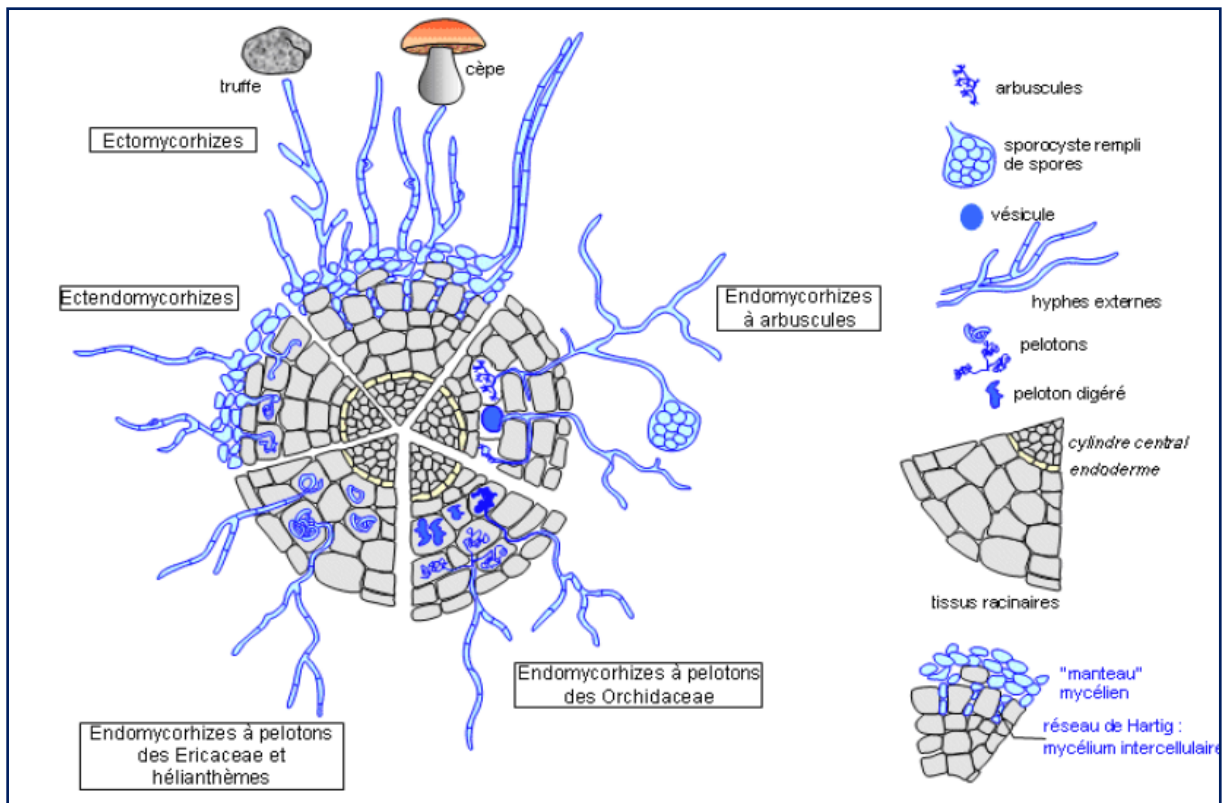


Figure 1: Principaux types mycorhiziens actuels représentés sur une coupe transversale de la racine (Hallen et Lieutaghi, 2008).

3.1. Ectomycorhizes

Les ectomycorhizes, d'origine évolutive beaucoup plus récente (~250 millions d'années), forment une symbiose avec un plus petit nombre d'espèces végétales terrestres que les mycorhizes arbusculaires (Fortin et al., 2008).

Les ectomycorhizes (du grec *ecto* qui signifie à l'extérieur) sont ainsi nommées du fait de deux traits morphologiques caractéristiques qui les classent à part des autres types de symbioses mycorhiziennes. D'une part, les filaments du champignon forment un manchon feutré plus ou moins dense mais continu, appelé *manteau*, qui recouvre la surface de la racine; d'autre part, s'il est vrai que le champignon s'établit à l'intérieur de la racine, entre les cellules du cortex, il ne franchit pas les parois des cellules et ne les pénètre pas. Le symbiote fongique est donc bien développé à l'extérieur de la racine (ce qui rend les ectomycorhizes visibles à l'œil nu ou à la loupe) et reste extérieur aux cellules de la plante hôte (Fig 2 et 3).

C'est la facilité d'observation due à la présence du manteau qui a fait que les ectomycorhizes ont été les plus étudiées depuis les descriptions et les dessins très fidèles de Gibelli (1879) et les travaux expérimentaux fondateurs de Frank (1885).

Les espèces de champignons qui forment des ectomycorhizes sont extrêmement diverses. Elles sont estimées actuellement à plus de 6 000 et de nouvelles sont découvertes sans cesse. Ils sont tous des Ascomycètes et des Basidiomycètes, qui forment des *sporophores* (ou *sporocarpes*, fructifications portant des spores) complexes et généralement de grande taille. Cette diversité des symbiotes fongiques s'oppose au petit nombre d'espèces de plantes portant des ectomycorhizes.

L'aspect général des ectomycorhizes observées de l'extérieur est extrêmement divers, tant du point de vue de la forme (simple ou ramifiée) que de la couleur, de l'état de surface du manteau (lisse, velouté, cotonneux, lâche ou dense, etc.) ou de la morphologie des structures fongiques qui en émanent vers l'extérieur pour explorer et exploiter le sol (filaments isolés ou agrégés, faisceaux, mèches, cordons, etc.) (Garbaye, 2013).

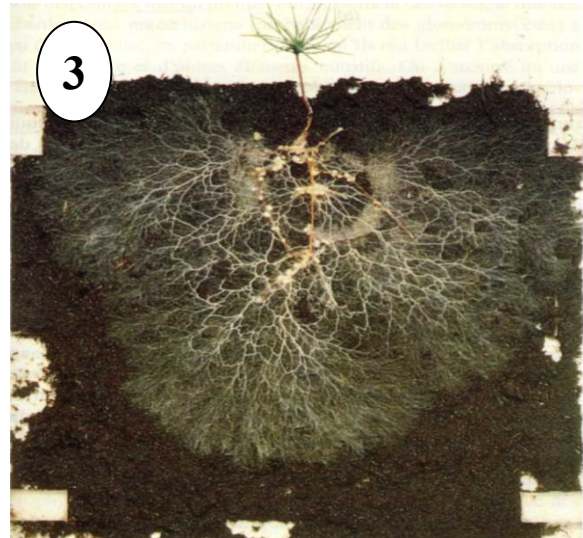


Figure 2 : Ectomycorhizes de *Boletus parasiticus* produit des ectomycorhizes qui forment ici des gaines enveloppant les racines du pin rouge (*Pinus resinosa*). Les minces filaments de mycélium constituent des extensions des racines (Bouharmount, 2014).

Figure 3 : Ectomycorhizes Coupe à travers les ectomycorhizes très développées d'une plantule de pin (*Pinus conforta*) (Bouharmount, 2014).

3.2. Endomycorhizes

De nos jours, les endomycorhizes sont extrêmement courantes et leur diversité a conduit à les ventiler entre trois catégories :

- Les endomycorhizes à arbuscules ;
- Les endomycorhizes éricoïdes ;
- Les endomycorhizes des orchidées.

Dans tous les cas, l'endophyte n'occupe que le cortex racinaire, respectant la stèle, et même l'endoderme. Le plus souvent donc une endomycorhize, à l'œil nu, ne se distingue guère d'une racine non symbiotique (Boullard, 1990).

3.2.1. Endomycorhizes arbusculaires

C'est le type d'association fongique symbiotique le plus fréquent. Il est présent chez la plupart des grandes familles botaniques (à l'exception des Chénopodiacées et des Cruciféracées); elles concernent presque toutes les plantes cultivées et se rencontrent aussi bien sur des arbres forestiers que sur des plantes herbacées, ce sont les seuls mycorhizes présentes sur des arbres aussi communs que les frênes, les érables, les merisiers et les genévriers (Davet, 1996).

Les mycorhizes vésiculo-arbusculaires sont les plus complexes du point de vue de la morphologie du champignon intra-radiculaire qui est la partie la plus importante du symbiote fongique. Le champignon extra-radiculaire est représenté par des hyphes qui se ramifient dans le sol et qui sont reliées à des vésicules extraradiculaires; le champignon intra-radiculaire a quatre différents types d'organisation : pelotons intracellulaires, hyphes intercellulaires, arbuscules (hyphes intracellulaires très ramifiés), vésicules intra ou intercellulaires (Scannerini et Bonfante-Fasolo, 1982) (Fig 4).

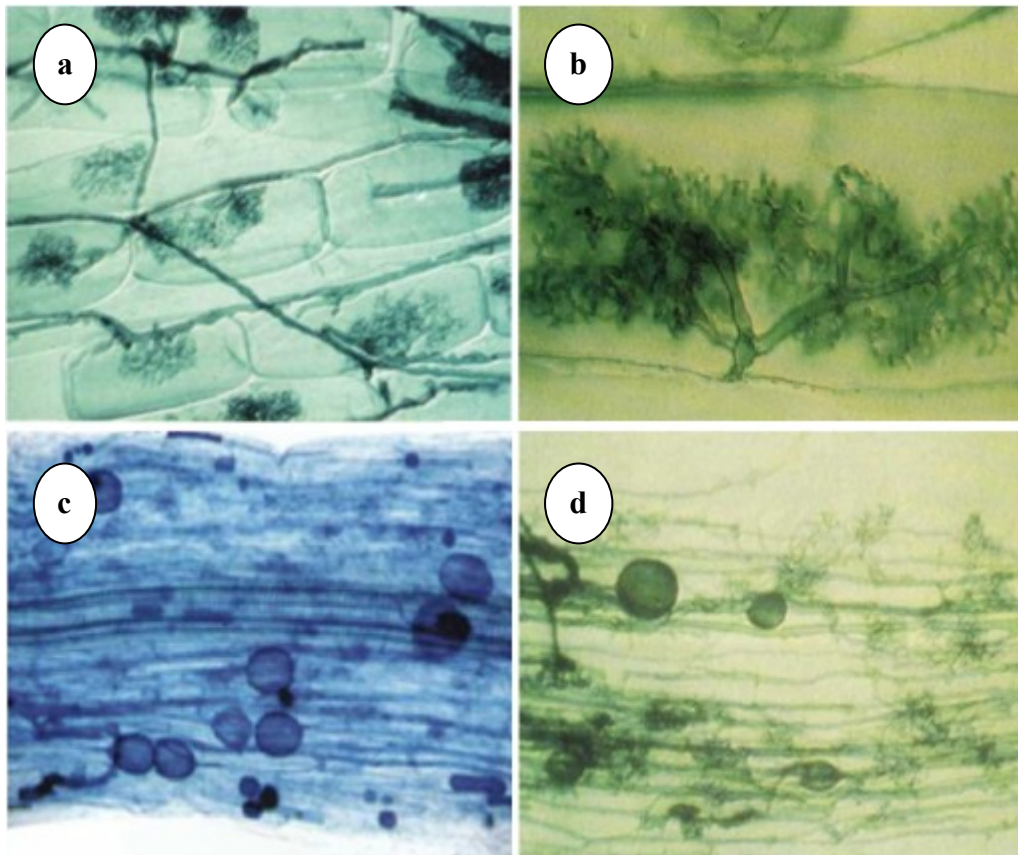


Figure 4 : Quelques structures formées par l'endomycorhize à vésicules et arbuscules
 (a) : Hyphes portant des arbuscules ; chaque arbuscules occupe une cellule du cortex racinaire (Garbaye, 2013) ; (b) : arbuscules se développent à l'intérieur d'une cellule de poireau (Bouharmount, 2014) ; (c) : Racine endomycorhizée dans laquelle les structures fongiques symbiotiques ont été colorées en bleu ; on voit des vésicules, de gros hyphes longitudinaux (surtout en bas de la photo) et des arbuscules sous forme de petits nuages flous ; la bande striée au centre de la racine est le faisceau des vaisseaux qui conduisent la sève (Garbaye, 2013) ; (d) : Arbuscules (structures fortement ramifiées) et vésicules (structures ovales foncées) (Bouharmount, 2014).

Les champignons des endomycorhizes MA sont des symbiotes obligatoires et appartiennent à la famille des Zygomycètes, ordre des Glomales (Glomeromycota), genres : *Glomus*, *Acaulospora*, *Scutellospora*, *Gigaspora*, *Paraglomus* et *Archeospora*. Ce sont des symbiotes biotrophes qui ne possèdent pas de stade sexué connu (Brundrett, 2002).

➤ Classification des CMA

Les principales divisions des populations de Glomeromycètes sont synthétisées ci-dessous conformément aux clés de détermination élaborées par Morton et Benny (1990) et Schussler et Walker (2010) :

Classe	Glomeromycetes
Ordre	Glomerales
Famille	Glomeraceae
Genre	<i>Glomus</i>
Ordre des Diversisporales	
Famille	Diversisporaceae
Genre	<i>Diversispora</i>
Famille	Acaulosporaceae
Genre	<i>Entrophospora</i>
Genre	<i>Acaulospora</i>
Famille	Gigasporaceae
Genre	<i>Gigaspora</i>
Genre	<i>Scutellospora</i>
Famille	Pacisporaceae
Genre	<i>Pacispora</i>
Ordre des Archaeosporales	
Famille	Archaeosporaceae
Genre	<i>Archaeospora</i>
Ordre des Paraglomerales	
Famille	Paraglomaceae
Genre	<i>Paraglomus</i>

Les endomycorhize arbusculaires infectent les plantes à partir de propagules, qui sont des spores (Fig 5) d'origine asexuée, des réseaux de mycélium, ou des fragments de racine présents dans le sol.

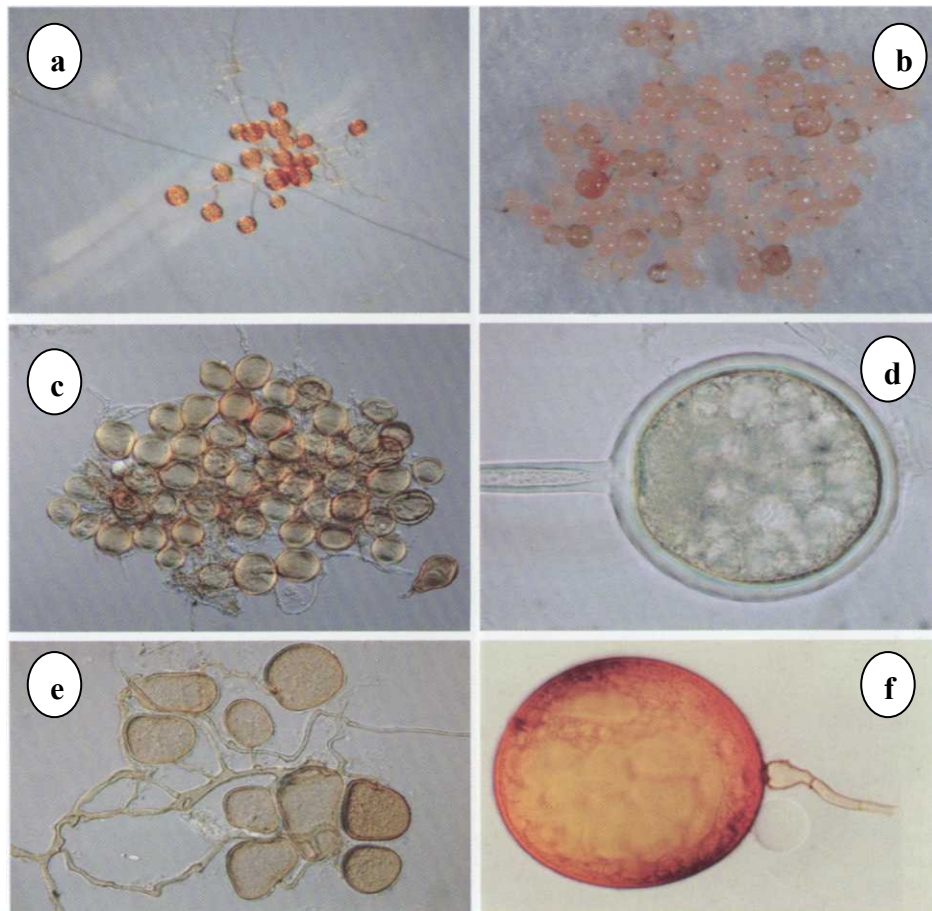


Figure 5 : spores de Glomérormycètes. (a),(c),(e) : différents types de spores attachées à du mycélium externe ; (c) : spores libres extraites du sol; (d) : spore de *Glomus* sp. contenant des globules lipidiques; (f) : grosse spore (plusieurs dixièmes de mm) présentant l'attache de l'hyphe en ampoule caractéristique du genre *Gigaspora* (Garbaye, 2013).

Ces propagules sont capables d'initier la formation de nouvelles mycorhizes : le cycle de vie du champignon commence avec la germination des spores de résistance, lorsque les conditions de température et d'humidité le permettent, ou par le contact entre un fragment de racine colonisé et la racine-hôte. Suite à l'émission d'un tube de germination, le mycélium de champignon croît jusqu'à rencontrer une racine hôte, sur laquelle il forme une structure de précolonisation dite appressorium. Grâce à cette structure, le champignon pénètre l'épiderme et commence la colonisation du tissu parenchymateux de la racine, mais ne pénètre pas l'endoderme ni les tissus vasculaires et méristématiques. A l'intérieur du tissu parenchymateux se forment des structures typiques dénommées bobines issues de circonvolutions d'hyphes

intracellulaires. Par la suite, les hyphes pénètrent dans les cellules plus internes du cortex de la racine et se ramifient de manière répétée pour donner des arbuscules, qui présentent une vie brève, de 7 à 10 jours. L'échange de nutriments a majoritairement lieu dans les cellules du parenchyme cortical. Les vésicules sont des organes de réserve surtout lipidique, apparaissant après les arbuscules, elles sont de forme variée selon les espèces de champignons formateurs de mycorhizes arbusculaires, et sont généralement produites aux extrémités des hyphes mais aussi tout le long du parenchyme cortical colonisé.

Le développement des champignons formateurs de mycorhizes arbusculaires est représenté dans la figure 6. Certaines espèces du genre *Gigaspora* ou *Scutellospora* ne forment pas de vésicules à l'intérieur de la racine, mais dans le mycélium externe où elles forment des cellules auxiliaires (Giovannetti, 2008).

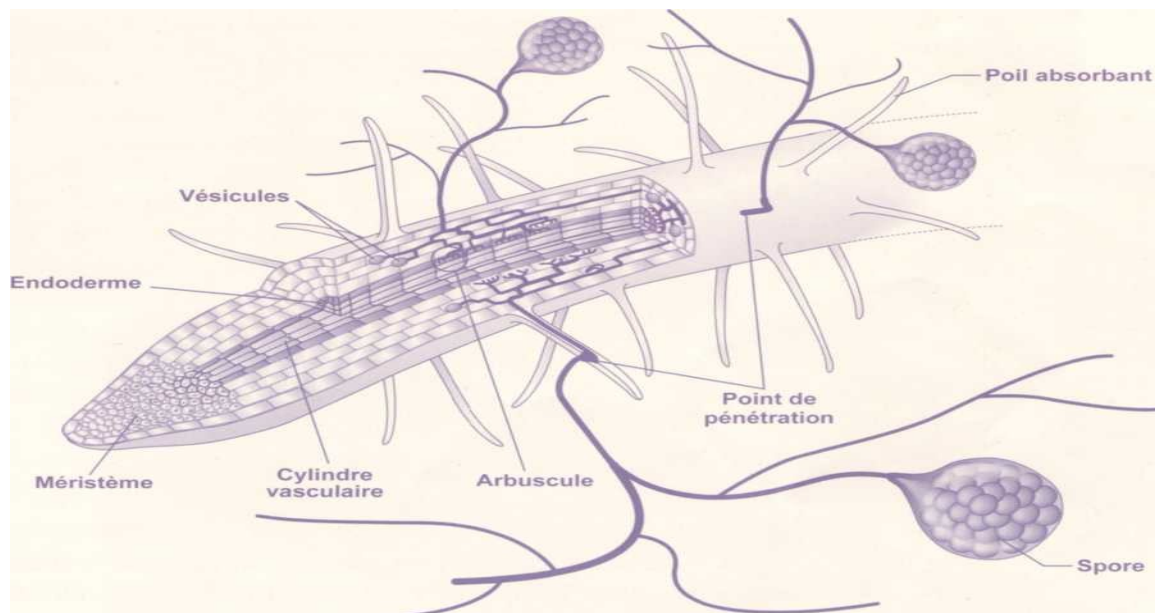


Figure 6 : représentation schématique d'un apex racinaire mycorhizé par un champignon arbusculaire (Fortin et al., 2008).

À partir de ce point d'ancrage dans la racine, le champignon mycorhizien arbusculaire développe dans le sol une phase dite extra-radical, qui s'étend en un réseau mycélien et envahit le sol adjacent, dans toutes les directions. Ce mycélium de très fine dimension offre une surface considérable de contact avec le sol. On estime que la surface des mycéliums arbusculaires, sous un mètre carré d'un sol de prairie, est d'environ 90 m² et que dans un pot d'un litre où pousse un seul plant de poireau, le mycélium peut atteindre jusqu'à un kilomètre, envahissant les moindres interstices du substrat (Fortin et al., 2008).

3.2.2. Endomycorhizes éricoïdes

Ils sont formés par des Ascomycètes de la famille des Pezizaceae ; dans ce cas, le mycélium forme des pelotons à l'intérieur des cellules du parenchyme cortical.

3.2.3. Endomycorhizes orchidoïdes

Ce type de champignons endomycorhiziens responsable de l'infection endomycorhiziens des orchideés, sont des Basidiomycètes. Elles présentent des pelotons d'hyphes qui pénètrent dans les cellules de jeunes racines de la famille des Orchidacées.

3.3. Ectendomycorhizes

Les ectendomycorhizes sont des types d'associations intermédiaires entre les ectomycorhizes et les endomycorhizes (Bellion, 2006). Les ectendomycorhizes présentent une structure évoquant les ectomycorhizes par la présence d'un manteau et d'un réseau de Hartig, mais aussi les endomycorhizes par la formation de pelotons intracellulaires ou de ramifications particulières qui augmentent la surface d'échange entre le champignon et les cellules végétales (Philippe Silar et Fabienne Malagnac, 2013).

4. Pseudomycorhizes à endophytes (Dark Septate Endophyte DSE)

Ce sont des microorganismes abrités à l'intérieur de la plante est spécialement dans les tiges, feuilles, et racines sans causer de dommages pour la plante hôte. Ils forment dans les racines des végétaux un mycélium stérile septé et pigmenté, c'est ainsi qu'ils sont appelés endophytes foncé septés (dark septate endophyte ou DSE) pouvant produire des microsclérotés. Les DSE sont des champignons ascomycètes, ils sont présents aussi bien chez les Angiospermes et les gymnospermes, que les algues, les mousses et les fougères (Benmazari, 2010) (Fig 7).

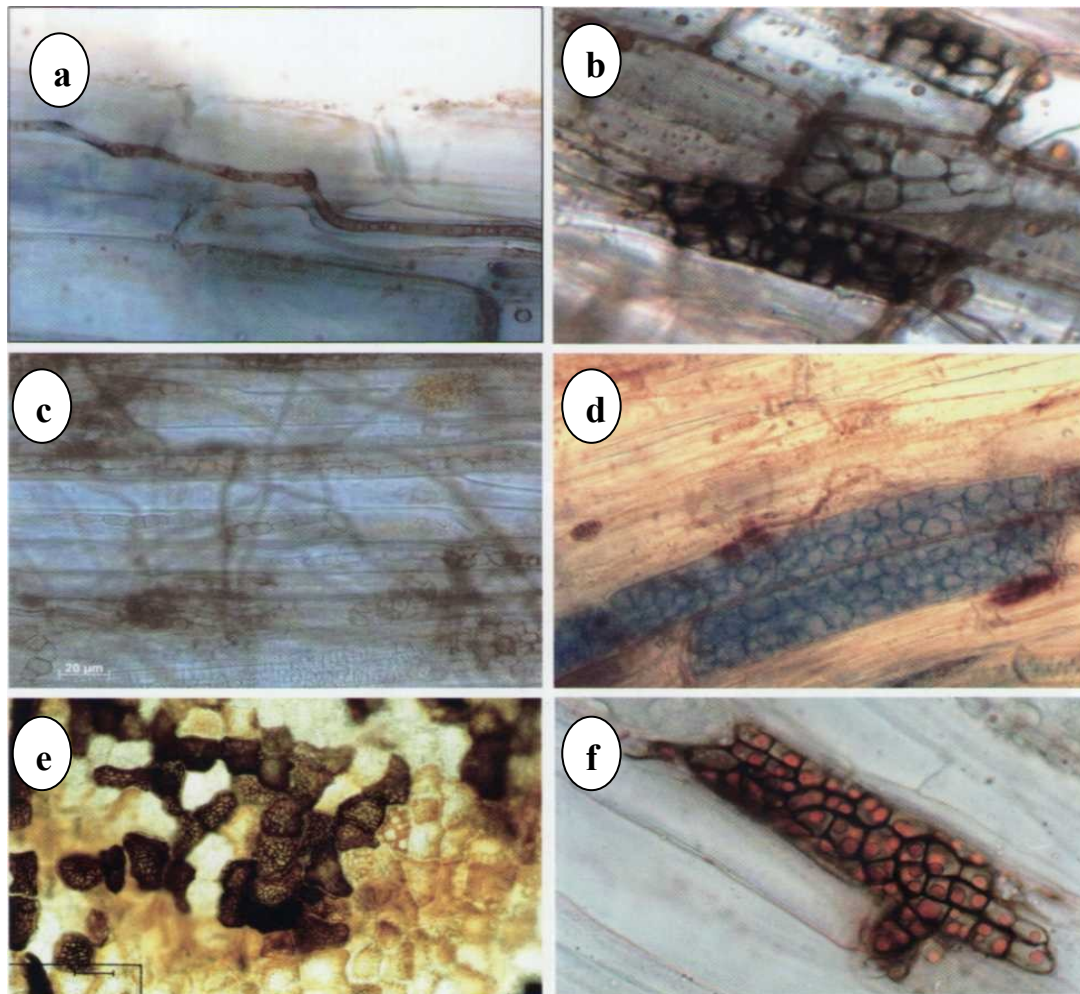


Figure 7 : Pseudomycorhizes à endophytes bruns cloisonnés. (a) : hyphe brun cloisonné dans le cortex d'une racine; (c) : vue de cellules corticales très allongées contenant des chapelets de cellules fongiques ; on voit aussi un réseau mycélien en arrière-plan; (e) : épiderme racinaire dont certaines cellules sont bourrées de petits sclérotés fongiques bruns arrangés de façon très compacte; (b),(d),(f) : trois types de sclérotés fongiques remplissant des cellules corticales racinaires ; la couleur bleue dans l'image du milieu est due à une coloration artificielle (Jean Garbaye, 2013).

5. Bénéfices de la mycorhization

La symbiose mycorhizienne est répandue dans le monde végétal, car elle est bénéfique à la plante sous plusieurs aspects (Rougemont, 2007 et Redon, 2009). En effet ces bénéfices se traduisent par :

- Une augmentation de la capacité d'absorption des éléments minéraux surtout les peu mobiles dans le sol, et la teneur en matière organique par l'exploitation des débris végétaux.

- En jouant un rôle majeur dans l'agrégation des particules du sol par la libération de glomaline dans le sol environnant.
- En augmentant la résistance envers les stress abiotique ou biotique, maladies, sécheresse, salinité, chocs de transplantations.
- En améliorant la croissance, le rendement, la vigueur et l'établissement des végétaux.
- En stimulant l'activité macrobienne.

6. Modifications physiologiques dues aux mycorhizes

Selon Fortin (2010), la mycorhize apporte des modifications physiologiques à la plante hôte.

Les principales modifications entraînées par ce phénomène sont :

- Une modification du métabolisme des plantes.
- Des activités hormonales et autorégulation.
- Une relation avec les insectes utiles et ravageurs.
- Du goût des fruits et des parfums des fleurs.

Monographie de
la plante hôte :
le merisier

1. Aspect général de la plante hôte : le merisier (*Prunus avium*)

Le merisier (*Prunus avium*) est un arbre des régions tempérées de la famille des Rosaceae (Fig 8). C'est une essence disséminée qui se trouve le plus souvent sous la forme de petits peuplements poussant en bouquets de 10 à 200 arbres au sein de forêt constituée principalement d'autres essences dites sociales (chênes, hêtre,...etc) (Stoekel, 2006).

Le merisier peut, dans de bonnes conditions, atteindre vers l'âge de 65 à 70 ans, 20 à 25m d'élévation sur 1,50 à 2m de circonférence. Sa croissance est assez active et, vers 40 à 50 ans, sa tige, à l'état d'isolement, égale au moins celle du hêtre en dimensions et en volume ; mais sa cime produit moitié moins de bois. L'enracinement est puissant, composé de fortes et longues racines profondément enfoncées, non drageonnantes (MATHIEU, 1860).

Chaque année, en Avril, il se couvre de fleurs blanches hermaphrodites et entomophiles (Symétrie radiaire avec 5 pétales) à long pédoncule dont les anthères produisent du pollen lourd et collant. Il est souvent le premier arbre entomophile forestier à se couvrir de fleurs et son pollen riche en acides aminés constitue une ressource indispensable au développement de nombreux insectes et particulièrement pour les hyménoptères sociaux de type abeilles ou bourdons qui doivent repeupler leur colonie à la sortie de l'hiver (Pesson & Louveaux 1984).

Le merisier produit des drupes zoochores (fruit à sarcocarpe charnu comestible et à sclérocarme lignifié issu de la fécondation d'un ovaire à carpelle unique). (Aranzana *et al.* 2003 ; Dirlewanger *et al.* 2004). Elle aurait donné naissance à l'espèce *Prunus cerasus* (le cerisier acide) en s'hybridant avec *Prunus fruticosa* et pourrait s'hybrider de nouveau en population avec *Prunus cerasus* pour donner des descendants *Prunus gondouinii* (Tavaud *et al.* 2004).



Figure 8 : Morphologie générale d'un jeune arbre de *Prunus avium* (Beni-Zmenzer, 2015)

2. Description de *Prunus avium*

Le merisier (merisier des oiseaux ou merisier des bois = *Cerasus avium* Moench = *Prunus avium* Linné = *Prunus Cerasus*, var. *Prunus avium* Linné = *Cerasus nigra* Miller = *Cerasus dulcis* Gaertner) est un arbre qui peut atteindre 20 à 25 m de hauteur, ses branches fortes, plus ou moins dressées, forment une cime pyramidale, ces caractères sont les suivants :

- Feuilles grandes, 10 à 15 cm de long sur 5 à 7 cm de large, allongées, ovales, pubescentes à la face inférieure (Fig 9);
- Un pétiole long, de 4 à 5 cm, parfois légèrement coloré de rouge avec 1 à 3 glandes rougeâtres ;
- Les fleurs sont grandes, de 3 à 3,2 cm de diamètre, blanches, généralement en corymbe ;
- Un fruit ovoïde, globuleux, de 1 à 1,5 cm de diamètre, cordiforme, arrondi, dont la couleur varie du rose-pâle au noir (Fig 10); la chair est ferme, douce ou sucrée, acidulée, parfois amère, adhérente à la peau et au noyau (Evreïnoff, 1956).



Figure 9 : Feuilles de *Prunus avium* (Beni-Zmenzer, 2015)



Figure 10 : Jeune fruit de *Prunus avium* (Beni-Zmenzer, 2015)

Chaque année, au mois d'avril, il se couvre de fleurs blanches hermaphrodites et entomophiles (Symétrie radiaire avec 5 pétales) à long pédoncule dont les anthères produisent du pollen lourd et collant. Il est souvent le premier arbre entomophile forestier à se couvrir de fleurs et son pollen riche en acides aminés constitue une ressource indispensable au développement de nombreux insectes et particulièrement pour les hyménoptères sociaux de type abeilles ou bourdons qui doivent repeupler leur colonie à la sortie de l'hiver (Pesson & Louveaux 1984).

Le merisier produit des drupes zoochores (fruit à sarcocarpe charnu comestible et à scléocarpe lignifié issu de la fécondation d'un ovaire à carpelle unique). (Aranzana *et al.* 2003 ; Dirlewanger *et al.* 2004). Elle aurait donné naissance à l'espèce *Prunus cerasus* (le cerisier acide) en s'hybridant avec *Prunus fruticosa* et pourrait s'hybrider de nouveau en population avec *Prunus cerasus* pour donner des descendants *Prunus gondouinii* (Tavaud *et al.* 2004).

3. Classification botanique

Prunus avium appartient à la famille des Rosaceae, sa position systématique selon Cronquist (1981) est la suivante:

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Rosales
Famille	Rosaceae
Sous-famille	Prunoideae
Genre	<i>Prunus</i>
Espèce	<i>Prunus avium</i>

4. Répartition géographique dans le monde

L'aire du merisier sauvage est très vaste, englobant au nord une partie de la Scandinavie, et couvrant donc presque toute l'Europe, de l'Asie occidentale aux îles Britanniques. C'est au XVII^e siècle qu'il aurait été introduit en Amérique du nord. On le trouve presque partout en France jusqu'à 1700 mètres d'altitude environ. Il est rare dans les régions méditerranéennes et dans le massif landais (Boulet-Gercourt 1997).

Il est rare en région méditerranéenne, et son caractère pionnier est plus affirmé dans des conditions marginales : évolution progressive des pelouses héliophiles calcicoles vers les pré-bois thermophiles d'une part, accrus dans l'étage montagnard d'autre part.

À l'échelle européenne, il est légèrement thermophile (cantoné aux plaines dans le Nord de l'Europe), principalement médio-européen et subméditerranéen, avec des extensions atlantiques, collinéen et sub-montagnard. Par exemple, on le trouve de 200 à 600 m dans les forêts feuillues mélangées, jusqu'à 1 000 m d'altitude en Forêt-Noire, jusqu'à 1 200 m dans les Alpes du Nord et jusqu'à 1 700 m dans les Alpes centrales, où il est limité aux lisières et broussailles. Mais son faible développement en altitude ne permet pas d'en envisager la sylviculture. Dans les massifs forestiers des Alpes orientales, il est absent de l'étage subalpin. Dans l'étage montagnard, on le trouve de façon sporadique dans les hêtraies et éparse dans les tiliaies mélangées. Dans l'étage collinéen, il est sporadique dans les chênaies-charmaies, dans les forêts mélangées claires et dans les ostryaies à Frêne à fleur, et épars dans les chênaies-bétulaies des piedmonts alpins et dans les chênaies pubescentes (Franc et al., 1992).

5. Ecologie du merisier

Le merisier présente des exigences marquées à deux niveaux :

- **au niveau du sol**, il nécessite une bonne richesse minérale alliée à une bonne alimentation en eau. En milieu forestier, ces conditions s'expriment par la présence d'un humus mince (signe d'une activité biologique intense) et d'un cortège de plantes indicatrices comme l'arum tacheté, la ficaire fausse renoncule, le lamier jaune, la primevère, le fusain, l'anémone des bois.

- **au niveau de l'espace vital**, il requiert la pleine lumière à tous les stades de croissance, aussi faudra-t-il veiller à ce que son houppier puisse se développer librement sans être gêné par les arbres voisins, y compris d'autres merisiers du même bouquet (Pichard et Colombet, 1999).

6. Mode de reproduction du merisier

Le merisier utilise plusieurs modes de reproduction.

6.1. Graines

Ce sont surtout les oiseaux qui se chargent de la dissémination des graines, consommant (tel le loriot) la chair de la merise sans casser le noyau. Le spectacle offert certaines années par les merisiers couverts de fruits ne doit cependant pas faire illusion, car la reproduction par graines est peu efficace, pour plusieurs raisons :

- la graine est fragile : souvent parasitée par des insectes et donc vaine, consommée par de nombreux petits animaux, présentant de plus une dormance naturelle ;
- le tout jeune semis est très apprécié par les cervidés, lapins et lièvres. Ils lui laisseront peu de chances, et la plantule n'aura pas la robustesse nécessaire pour repartir sur des rejets vigoureux ;
- même si le merisier supporte un certain ombrage lors de son installation et pendant quelques années, il lui faut rapidement faire sa place à la lumière. En forêt, le jeune semis se heurtera à une concurrence impitoyable.

Il est donc fort probable que la régénération naturelle par voie de graines soit surtout le fait des lisières, où les oiseaux sont très actifs et les conditions d'éclairement bien meilleures, en phase d'installation comme pour la croissance ultérieure.

6.2. Rejets

Le merisier rejette très bien des souches et se maintient autrefois pour cette raison sans trop de difficultés dans les taillis. Actuellement, on utilise cette capacité à rejeter pour recéper en plantation les plants mal conformés ou qui ont été blessés par le gibier.

6.3. Drageons

C'est le mode principal de reproduction du merisier, du moins en forêt. Là où le merisier est présent existe un potentiel de drageonnement, mais toujours avec une certaine part d'incertitude.

Tous les individus en effet ne drageonnent pas, même si plusieurs facteurs sont très favorables : enracinements superficiels, éclaircissements du sol tels que ceux provoqués par une coupe ou un chablis, exploitation de merisiers. Les drageons qui apparaissent (plutôt en périphérie du système racinaire) peuvent être présents sous le couvert de merisiers, même jeunes. Mais c'est la coupe qui provoque les plus fortes « explosions » de drageons, émergeant cette fois de préférence autour des souches, souvent deux années après l'exploitation.

(Boulet-Gercourt, 1997).

7. Propriétés et utilisation

Le merisier présente un bois de cœur dont la coloration naturelle varie de miel clair à brun rougeâtre en passant par des teintes orangées. Quoiqu'assez dur, il se travaille bien à tous les niveaux de transformation : sciage, rabotage, ponçage, tournage, sculpture et tranchage. Son grain fin permet d'obtenir un poli apprécié en ébénisterie.

Le merisier se confine à des usages intérieurs et c'est en mobilier qu'il acquiert ses lettres de noblesse, aussi bien en bois massif réservé aux fabrications haut de gamme, qu'en meubles plaqués où la production industrielle emploie de fines feuilles obtenues par tranchage de belles billes cylindriques de haute qualité (Pichard et Colombet, 1999).

La tige contient des phénols, dont de l'acide salicylique et des tanins. Le fruit contient de petites quantités de salicylates, de glucosides cyanogénétiques et de vitamines A, B 1 et C. Les graines recèlent de l'amygdaline, un glucoside cyanogénétique.

En Europe, les tiges étaient employées pour leur action diurétique et astringente. Elles étaient prescrites contre la cystite, la néphrite, la rétention d'urine et les problèmes arthritiques, comme la goutte. Le fruit contient tant de sucre qu'on peut l'ingérer en guise de laxatif. Les graines sont toxiques (Chevallier, 2001).

Matériel et méthodes

1. Présentation de la station d'étude

L'étude a été réalisée dans la région de Beni-Zmenzer. Elle est située à 15 km au sud de la wilaya de TIZI-OUZOU à une altitude de 300 m à 700 m et une superficie de 20,29 km².

Cette station est exposée à une intensité lumineuse importante. Elle est caractérisée par une saison sèche et humide grâce à la présence d'un cours d'eau avec une température qui varie entre 20°C et 45°C et une saison pluvieuse et froide dont les températures varient entre 2°C à 12°C, le sol est argileux et rocheux.

Notre station d'étude est située sur le côté Est à 2 km du centre de BENI-ZMENZER à une altitude de 650m, nommée « OUMADEN ». La sortie sur le terrain a été le 07-05-2015 (Fig 11).



Figure 11 : Situation géographique de la station d'étude Oumaden, dans la région de Beni-Zmenzer en Algérie dans la wilaya de Tizi-ouzou (Google maps).

2. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans cette étude est constitué de racines de jeunes arbres de Merisier (*Prunus avium*).

3. Prélèvement des racines

La récolte des échantillons de racines du merisier ont été effectuée sur de jeunes arbres pris au hasard. Autour de chaque arbre nous avons éliminé toute la litière et les herbacées. Puis nous avons creusé à une profondeur de 20 à 30cm à l'aide d'une pioche. Nous avons suivi les grosses racines jusqu'aux plus fines, et nous avons prélevé les mottes de terres contenant les racines. Les échantillons sont ensuite transportés au laboratoire dans des sacs en plastiques étiqueté (Fig12).



Figure 12 : illustration du protocole de prélèvement des racines

4. Tri et conservations des racines

Au laboratoire les racines sont séparées délicatement de leur support (sol), puis elles ont été mises à tremper dans des bassines d'eau et nettoyées soigneusement à l'aide d'un pinceau pour les débarrasser des particules du sol sans altérer leur morphologie (Fig 13). Elles sont ensuite conservées dans du FAA composé d'un mélange Formol Acide Acétique (Annexe 1).



Figure 13 : Illustration de protocole de lavage et tri des racines de *Prunus avium* au laboratoire

5. Etudes anatomique des mycorhizes

5.1. Coloration

Selon GUIZON et SELOSSE (2010), Les racines conservées dans la solution de FAA sont prélevées puis rincées et coupées à une longueur de 1 à 2cm et mises dans des tubes à essais avec une solution de KOH (hydroxyde de potassium) à 10 % puis chauffées au bain-marie à 90°C durant 1 heure, pour vider les cellules de leurs contenus cytoplasmiques.

Cette opération détruit le contenu des cellules végétales et décolore les tanins des racines ligneuses. La solution devient alors brun-rouge.

La potasse est éliminée puis les fragments de racines sont rincés à l'eau du robinet puis mis dans de l'eau acidifiée pour neutraliser la potasse.

Elles sont ensuite immergées dans du bleu de trypan pendant 15 à 20 minutes puis rincées à nouveau avec de l'eau distillée.

5.2. Montage

Les fragments colorés sont montés entre lame et lamelle dans une goutte d'eau pour une observation directe. Si l'on souhaite observer plus tard ou conserver les lames, les fragments

sont montés dans le lactoglycérol. Ils sont ensuite écrasés avec le bout arrondi d'un crayon de papier en bois.

Les lames sont observées au microscope photonique, chaque fragment étant soigneusement vérifié sur toute sa longueur, au grossissement X100 puis X400.

6. Technique d'évaluation de l'infection endomycorhizienne

Après coloration, 30 fragments d'environ 1cm sont prélevés au hasard, puis sont montés entre lame et lamelle, à raison de 5 fragments par lame, dans une goutte de lactoglycérol puis observés au microscope optique.

Nous avons calculé 2 paramètres d'infection mycorhizienne arbusculaire et ce en utilisant les formules de calculs définies par Trouvelot et al. (1986) :

- **la fréquence de mycorhization (F%) traduit le degré d'infection du système racinaire**

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

N : nombre de fragments observés.

n_0 : nombre de fragments sans trace de mycorhization.

- **l'intensité de mycorhization (M%) : intensité de mycorhization relative ; m%) : intensité de mycorhization absolue)**

Elle exprime la portion du cortex racinaire colonisée par rapport à l'ensemble du système racinaire

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

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

n_1, n_2, n_3, n_4, n_5 sont les nombres de fragments respectivement notés dans les cinq classes d'infection marquant l'importance de la mycorhization.

5= plus de 95 % ;

2= 1 à 30 % ;

4= de 50 à 95 % ;

1= 1 %.

3= 30 à 50 % ;

7. Extraction et isolement des spores

Pour l'isolement des spores du sol prélevé des racines de *Prunus avium*, nous avons utilisé la méthode de tamisage humide de Gerdeman et Nicolson (1963). Elle s'effectue directement sur les échantillons prélevés sur le terrain. Une quantité de 50 g de chaque échantillon de sol est mise dans 500ml d'eau de robinet. Le mélange est agité longuement pour l'homogénéisation puis laissé au repos pendant 1mn. Ensuite il est passé à travers une série de tamis de maille 500 μ m, 250 μ m, 160 μ m, 125 μ m, 80 μ m, 63 μ m, disposés respectivement l'un au –dessus de l'autre dans l'ordre ci dessus mentionné (Fig 14 et 15). Les suspensions des 4 derniers tamis sont transférées chacune dans un bécher.



Figure 14: Disposition des tamis de maille 63 μ m, 80 μ m, 125 μ m, 160 μ m, 250 μ m, 500 μ m, respectivement l'un au –dessus de l'autre.



Figure 15 : Technique de filtration du substrat en vue d'isoler les spores.

Le contenu de chaque becher est centrifugé à 2000 tours/mn pendant 5 mn. Le surnageant contenant les spores mortes est éliminé et au culot est ajoutée une solution de saccharose.

L'ensemble est centrifugé de nouveau à 500 tours/mn pendant 10mn.

Après centrifugation, le surnageant est déversé sur du papier filtre et les spores récupérées sous une loupe binoculaire à l'aide d'une pince à bords recourbés.

8. Observation des spores

Le contenu de chaque bécher est observé, à la loupe binoculaire, par prélèvement successifs de petites quantités.

Ces aliquotes prélevées sont renversées sur du papier mouchoir placé dans une boîte de pétri puis, observés à l'aide d'une loupe binoculaire (Fig 16)

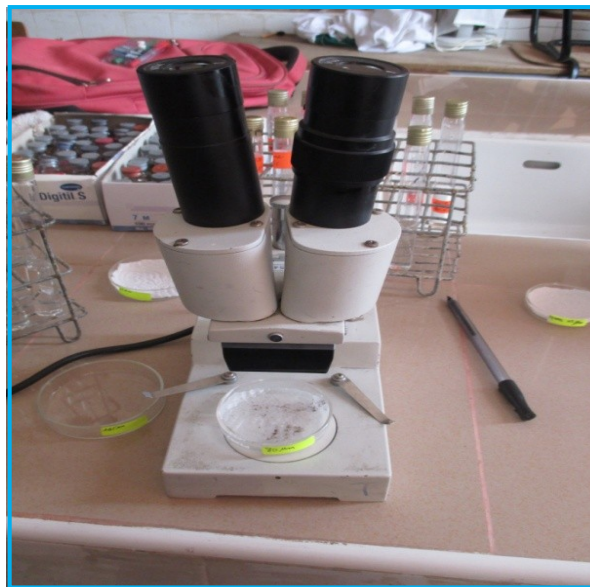


Figure 16: observation avec une loupe des aliquotes prélevés.

Les spores prélevées à l'aide d'une pince à bouts courbés sont mises dans des tubes à vis contenant de l'eau distillée stérile et conservé dans un réfrigérateur. Dans chaque tube nous avons mis uniquement les spores récupérées à un même refus et ayant les mêmes caractéristiques c'est à dire la forme et la couleur (Fig 17).



Figure 17: tubes à essai contenant les spores séparés selon la forme et la couleur.

9. Abondance relative des spores

La communauté de CMA de l'échantillon de sol a été estimée par comptage direct sous loupe binoculaire du nombre de spores présentes dans 100 g de sol.

10. Description morphologique des spores isolées

Pour l'approche d'identification des champignons mycorhiziens à arbuscules, une dizaine de spores de chaque morphotype, ont été récupérées à partir du sol échantillonné dans la région de Benni-zmenzer. Elles ont été observées à la loupe binoculaire (X20).

La détermination du genre est basée sur la classification établie par Schenk et Perez (1987) et Morton et Benny (1990).

11. Analyse physico-chimique du sol

Pour cette analyse, plusieurs paramètres ont été étudiés :

- le PH, mesuré à l'aide d'un Ph mètre.
- l'humidité hygroscopique.
- la conductivité électrique.
- le dosage du carbone organique.
- le dosage des anions.

Les détails techniques de cette analyse physico-chimique sont indiqués en annexe 2.

Résultats et discussion

1. Caractéristiques physico-chimiques du sol

Les caractéristiques physico-chimiques du sol du site étudié sont groupées dans le tableau 1

Tableau 1 : Caractéristiques physico-chimiques du sol de la station de Beni-Zmenzer

pH eau	pH kcl	C.E mmohs/cm	H%	C%	Carbonates %	Bicarbonates %	Chlorures %	MO %
6,2	5,8	0,42	2,78	0,366	0	0,183	0,04	0,63

Le sol étudié montre qu'il est caractérisé par un pH eau de 6,2 et un pH kcl de 5,8 légèrement acide, avec un taux de conductivité électrique de 0,42 mmhos/cm, ce qui traduit la non salinité de notre sol.

Le sol étudié est très pauvre en matière organique, avec un taux de 0.63%.

Il n'y a pas de carbonates dans le sol étudié, un taux de bicarbonates de 0.183 % et un taux de chlorures de 0.04 %.

2. Associations symbiotiques chez un peuplement naturel du merisier *P.avium*

Un important cortège endomycorhizien a été observé dans les racines de *P.avium*. L'analyse microscopique des racines de *Prinus avium* a montré que cette espèce est naturellement infectée par des CMA. L'organisation cytologique des racines mycorhizées observées au microscope optique est illustrée par les figures 18 et 19.

Parallèlement à ces observations, les fragments de racines de *Prunus avium* ont montré l'existence de formes d'endophytes tels que des hyphes de couleur brun (Fig 18).

Des microsclérotés fongiques remplissant les cellules corticales racinaires ont été décelés. Leurs caractéristiques morphologiques ont permis d'en distinguer un seul type. Ils sont de petite taille, de forme ovoïdes et de couleur marron (Fig 20).

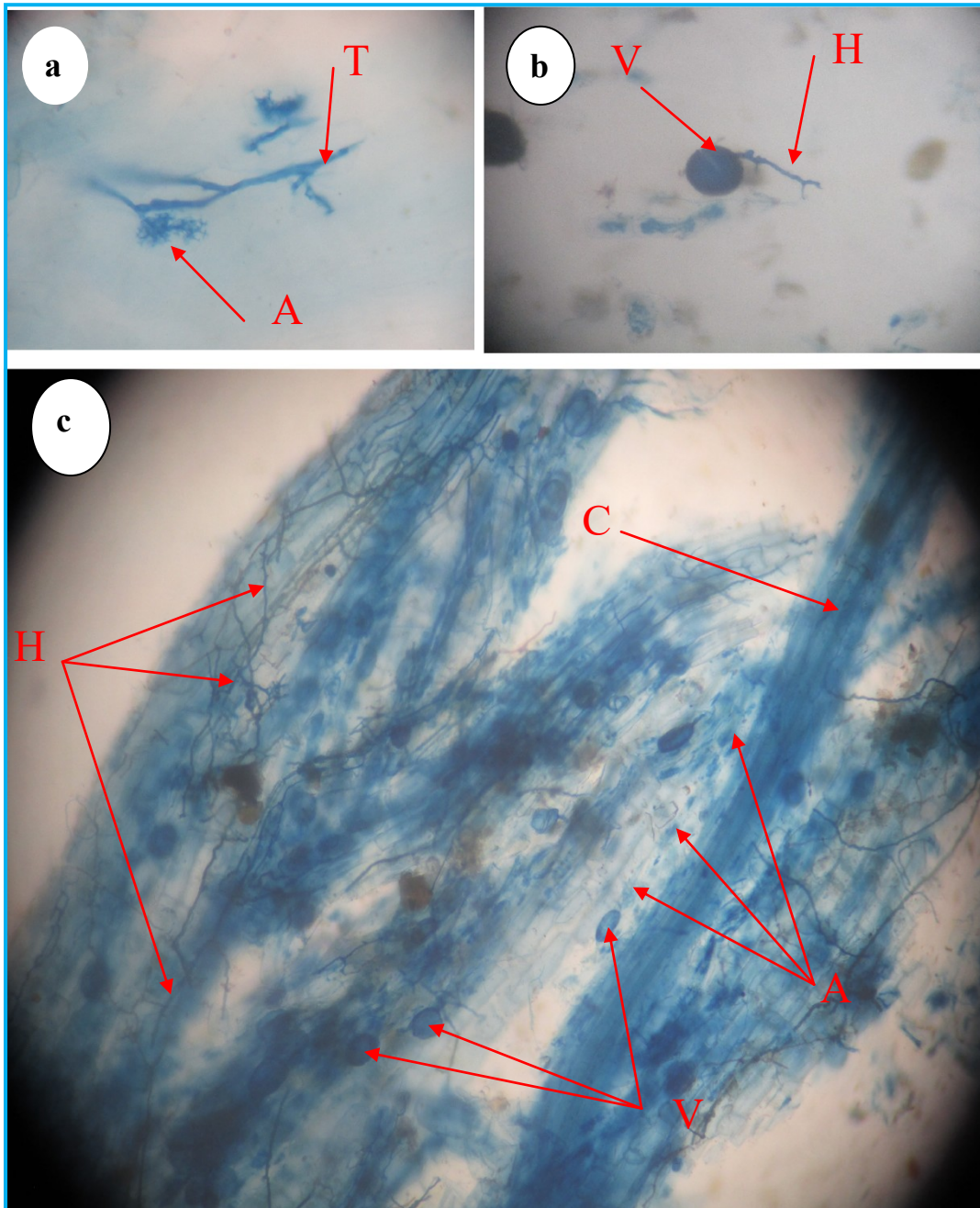


Figure 18 : Détails des principales structures d'une endomycorhize VA. (a) : détail d'un arbuscule (A : arbuscule ; T : tronç) ; (b) : détail d'une vésicule (H : hyphe ; V : vésicule) ; (c) : structure anatomique d'une endomycorhize VA (H : hyphe ; V : vésicule ; C : Cylindre central).

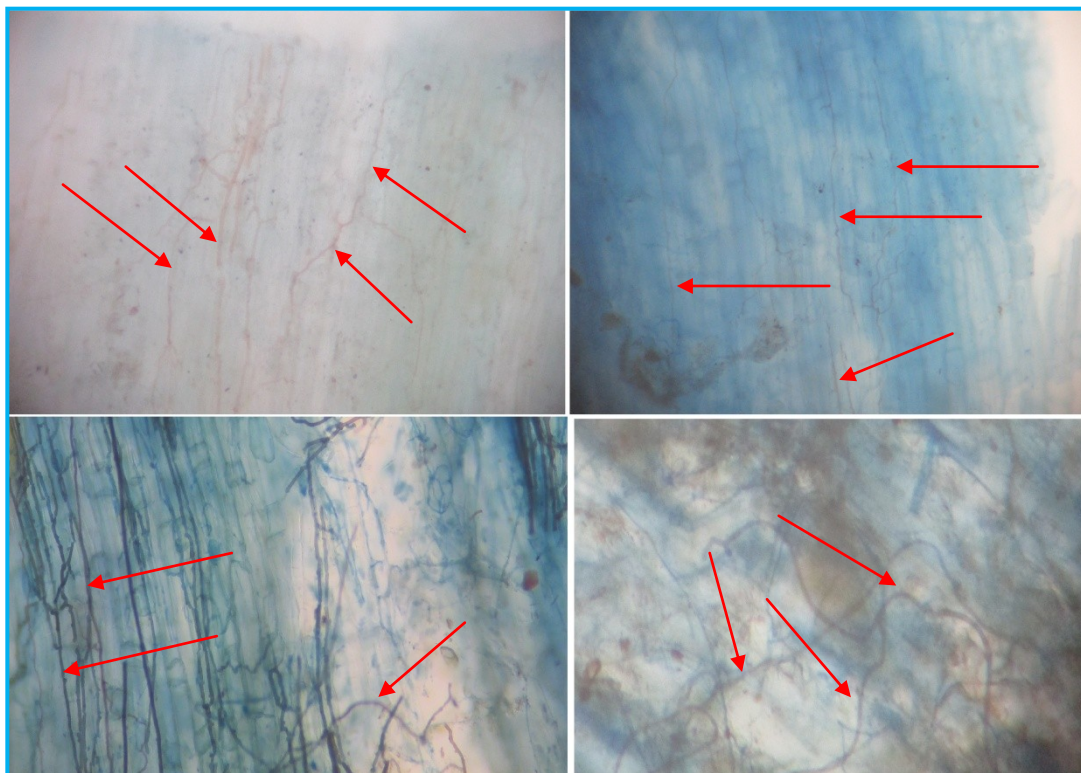


Figure 19 : Hyphes de types pseudo-endomycorhize à endophytes bruns cloisonnés (DSA)
(flèches)

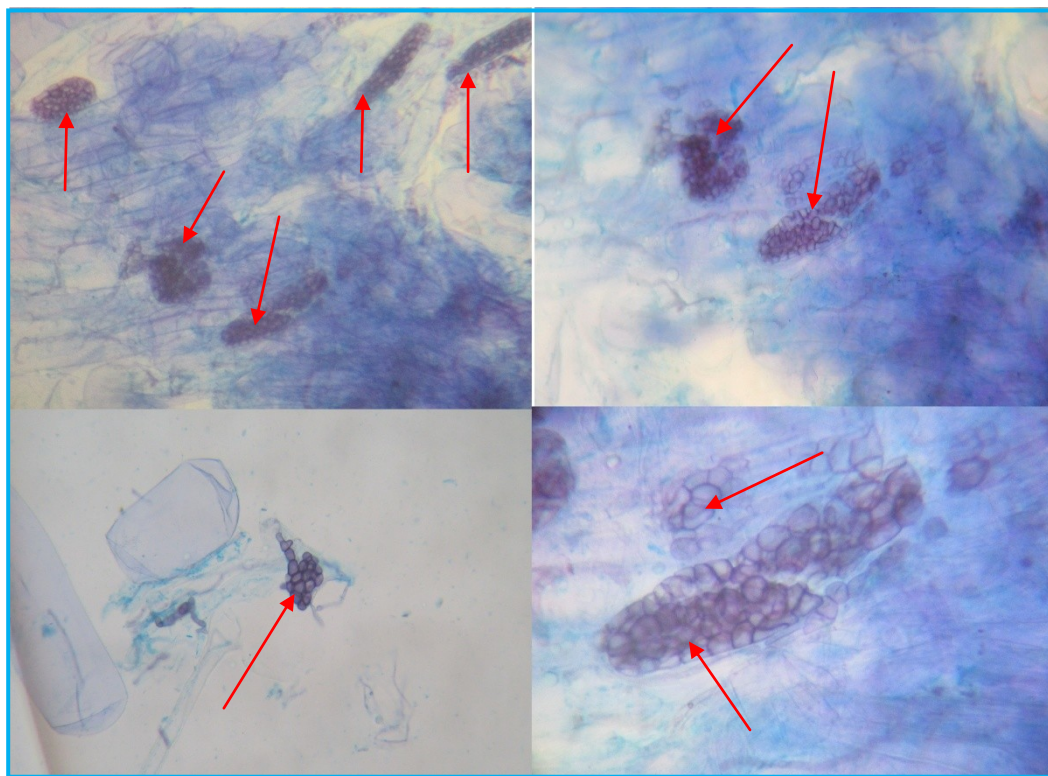


Figure 20 : Microsclérotés fongiques remplissant les cellules racinaires (flèches).

2.1. Statut mycorhizien et cytologique de *P.avium*

L'organisation cytologique des racines de *P.avium* observées au microscope a montré que cette espèce présente deux types d'association. La coloration au bleu de trypan a révélé des structures caractéristiques des endomycorhizes (Fig 18), et des structures caractéristiques des pseudo-endomycorhizes à endophytes bruns cloisonnées (Fig 19).

Les structures mycorhiziennes apparaissent sous forme d'hyphes myceliennes qui se ramifient le long du cortex racinaire (Fig 18.c). et des vésicules ovoïdes s'intercalant entre les cortex racinaires (Fig 18.b). des arbuscules ont été observés (Fig 18.a).Ce qui place *P.avium* dans le groupe des plantes à CMA.

Les vésicules à l'intérieur du cortex racinaire , sont de petits sacs à paroi épaisse intra-ou intercellulaire, de formes variées (sphériques,allongée) ou les vésicules sont d'autant plus nombreuses que les arbuscules sont abondants et que la plante hôte est vigoureuse (Fig 18).

2.2. Résultats des paramètres de mycorhization

Les résultats du calcul de la fréquence et des intensités de mycorhization aussi bien relative qu'absolue sont groupés dans le tableau 2 :

Tableau 2 : Paramètres de mycorhization de *Prunus avium*

Site d'étude	Fréquence %	M %	m %
Beni-Zmenzer	83,33	6.7	8.04

Les observations effectuées en microscopie photonique de fragments de racines colorés par le bleu trypan, ont montré que certaines racines courtes peuvent être fortement infectées (Fig 18.c) alors que d'autres ne présentent aucune infection endomycorhizienne. De plus sur une même racine, l'infection n'apparaît pas avec la même intensité, avec l'existence de zones infectées et non infectées.

La coloration par le bleu trypan permet de mettre en évidence la pénétration des hyphes externes dans la racine (Fig 18.c), où elles établissent un réseau d'hyphes intercellulaires. Les vésicules caractéristiques des associations V.A sont également visibles (Fig 18.b et 18.c).

Le champignon ne présente pas une répartition homogène dans les fragments racinaires : il est absent dans l'endoderme et dans le cylindre central. Seul le cortex est pourvu

d'endophytes. Les cellules constituant la zone corticale externe sont caractérisées par la présence d'hyphes mycéliennes intercellulaires de diamètre important. Les cellules formant la zone corticale interne renferment des hyphes intercellulaires et des arbuscules reconnaissables aux très nombreuses sections d'hyphes de diamètres hétérogènes. Les arbuscules sont observés jusque dans la couche corticale la plus profonde au contact de l'endoderme.

Une mycorhize à vésicules et arbuscules présente une structure complexe puisqu'elle comprend des hyphes externes diffuses dans le substrat, un réseau d'hyphes intercellulaires, des arbuscules, et des vésicules.

Après pénétration, dans la racine, les hyphes intercellulaires progressent par les méats ménagés entre les cellules du parenchyme cortical. Plus rarement, elles s'insinuent directement entre les cellules dont elles dissocient la lamelle moyenne et écartent les parois primaires. Les hyphes intercellulaires, peu nombreuses sont appliquées sur la surface externe des parois cellulaires. La pénétration de l'hyphe mycélienne a lieu via une ramification latérale émise par une hyphe intercellulaire qui perfore la paroi de l'hôte.

Le processus d'infection débute par l'accolement d'un hyphe contre la paroi de la cellule hôte et l'altération de la structure pariétale. L'hyphe pénètre dans la cellule. Le plasmalemme de la cellule n'est jamais rompu.

3. Diversité des CMA du sol rhizosphérique du merisier de Beni-Zmenzer

Au cours de nos observations, les échantillons de sol rhizosphérique de *P. avium*, nous avons noté la présence de différentes spores endomycorhiziennes avec une diversité importante (couleur, forme, taille) (Fig 21).

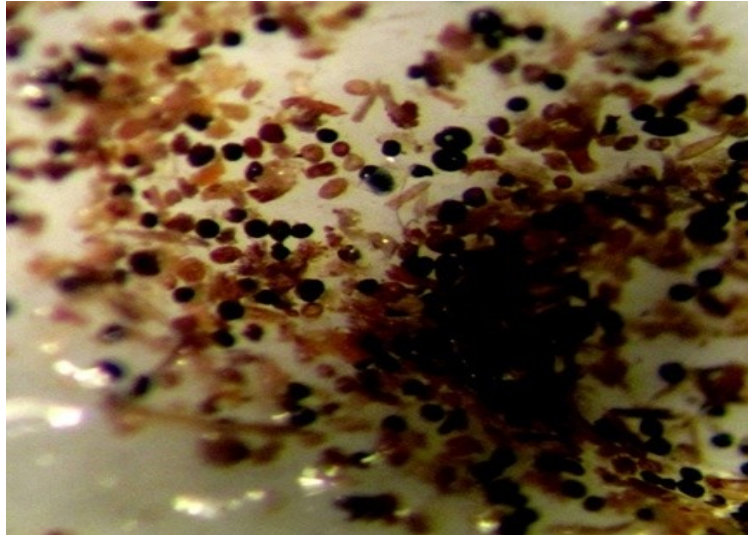


Figure 21 : Différents morphotypes de spores isolées à partir de la rhizosphère de *Prunus avium* de la station de Beni-Zmenzer.

3.1. Description morphologique des spores de CMA rencontrées au niveau de la rhizosphère de *Prunus avium*

L'observation des spores sous la loupe binoculaire (x 20) et l'utilisation des clés de détermination établies par Schenk et Perez (1987) et Morton et Benny (1990) nous ont permis d'identifier 24 morphotypes différents selon la couleur, la forme, la taille et présence ou absence de suspenseur (Fig 22 et 23).

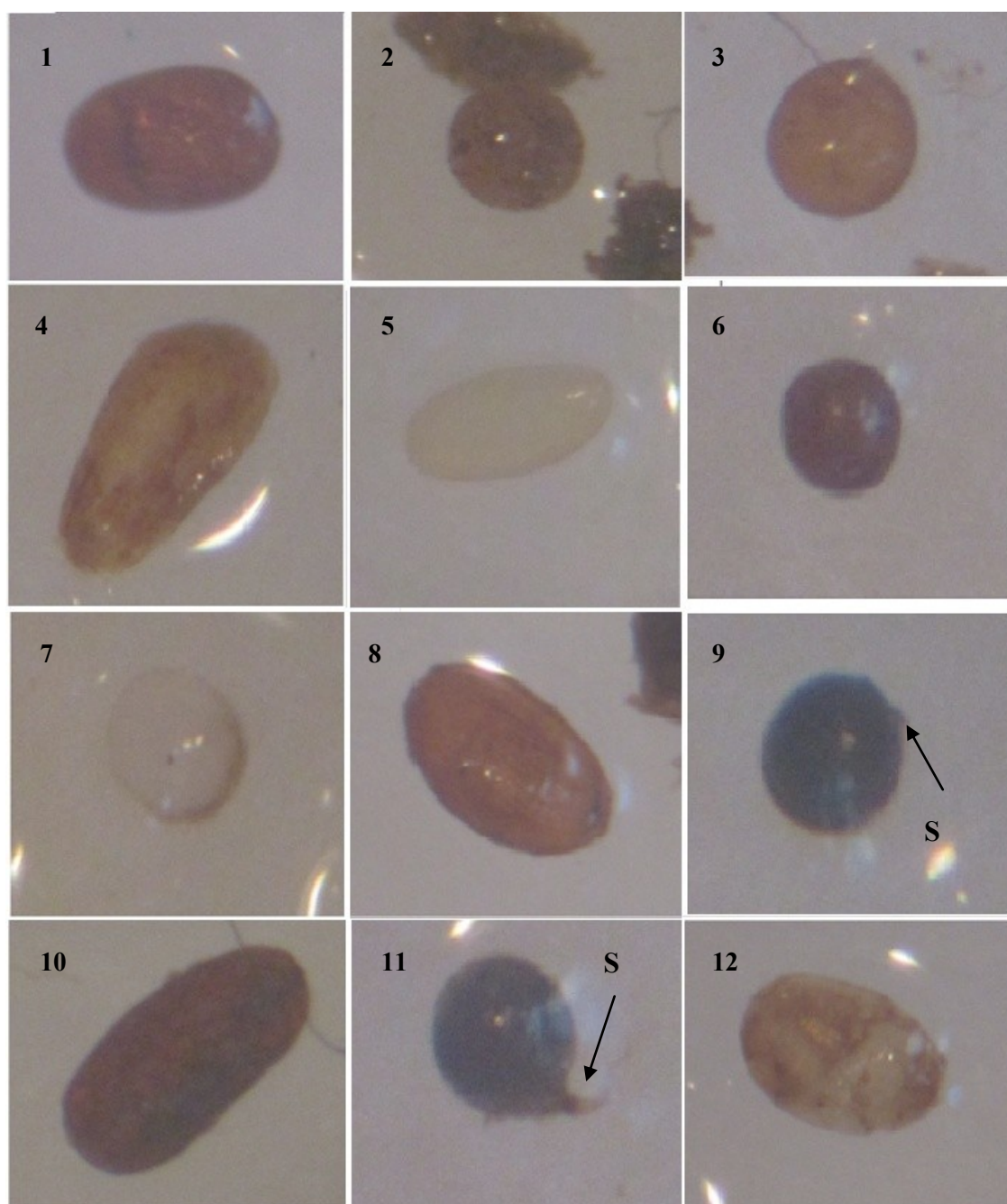


Figure 22 : Différents morphotypes de spores isolées à partir de la rhizosphère de *P.avium* (s : suspensuer).

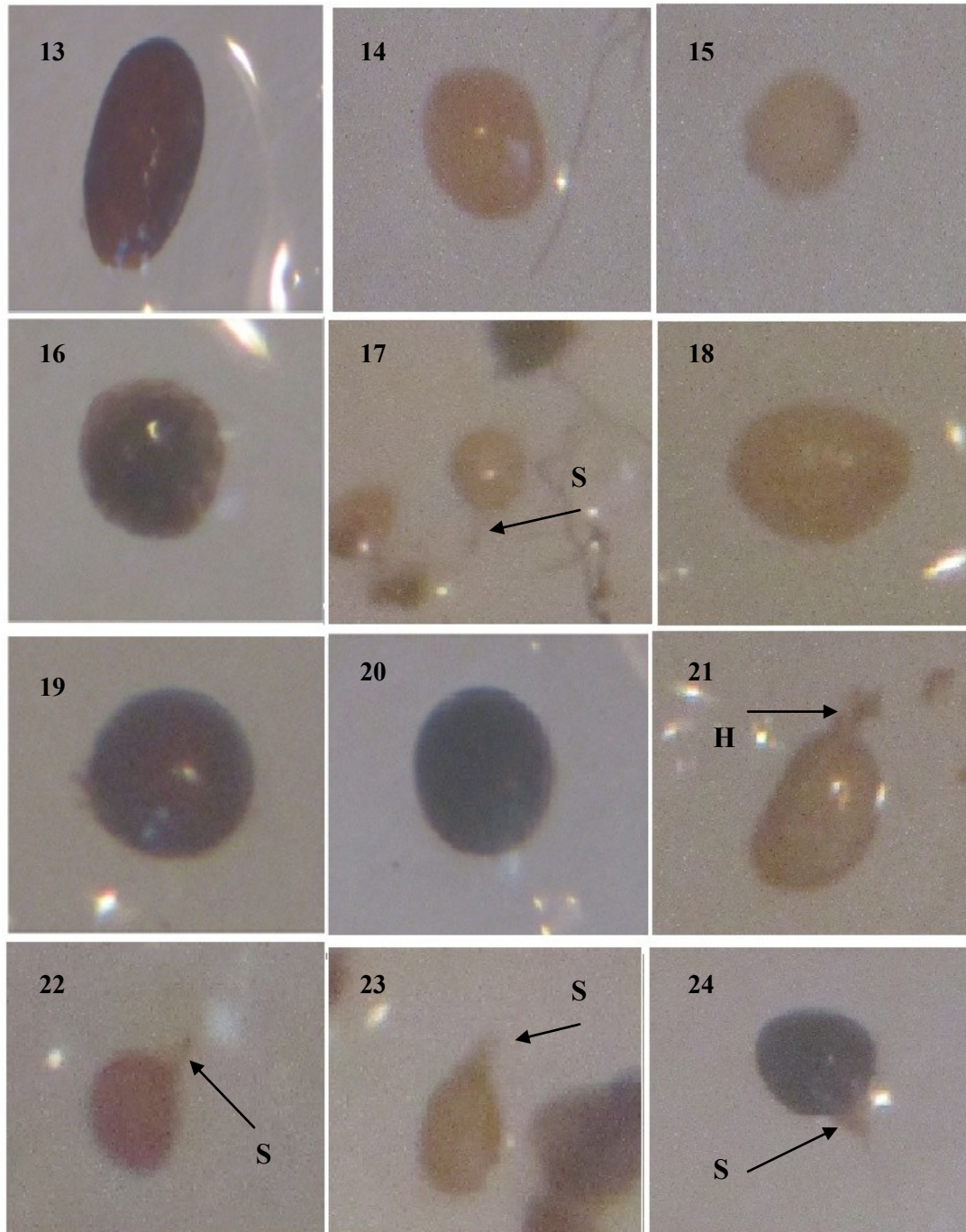


Figure 23 : Différents morphotypes de spores isolées à partir de la rhizosphère de *Prunus avium* (s : suspensuer ; H : hyphe d'atache).

L'ensemble des caractéristiques morphologiques et morphométriques des spores sont groupées dans le tableau 3 :

Tableau 3 : Principales caractéristiques (forme et diamètre approximatif) des différents types des spores et leur identification.

Type	Couleur	Forme	Présence de suspenseur	Diamètre (μm)	Identification
1	Marron	Ovale	Non	160 μm	<i>Glomus sp₁</i>
2	Brune	Sphérique	Non	160 μm	<i>Glomus sp₂</i>
3	Marron clair	Sphérique	Non	160 μm	<i>Acaulospora sp₁</i>
4	Brune	Irrégulière	Non	160 μm	<i>Scutellospora sp₁</i>
5	Blanc jaune transparente	Ellipsoïde	Non	160 μm	<i>Scutellospora sp₂</i>
6	Marron foncé	Sphérique	Non	160 μm	<i>Acaulospora sp₂</i>
7	Transparente	Sphérique	Non	160 μm	<i>Acaulospora sp₃</i>
8	Marron	Ellipsoïde	Non	160 μm	<i>Glomus sp₃</i>
9	Noir	Sphérique	oui	160 μm	Non identifié
10	Marron foncé	Irrégulière	Non	160 μm	Non identifié
11	Noir	Sphérique	Oui	160 μm	Non identifié
12	Brune	Ovale	Non	160 μm	<i>Glomus sp₄</i>
13	Marron foncé	Ellipsoïde	Non	160 μm	<i>Glomus sp₅</i>
14	Miel	Ovale	Non	125 μm	<i>Acaulospora sp₄</i>
15	Jaune pale	Sub-sphérique	Non	125 μm	<i>Acaulospora sp₅</i>
16	Noir	Sphérique	Non	160 μm	Non identifié
17	Jaune pale	Sphérique	Oui	63 μm	<i>Glomus sp₆</i>
18	Jaune pale	Ovale	Non	80 μm	<i>Glomus sp₇</i>
19	Marron noirâtre	Sphérique	Oui	160 μm	Non identifié
20	Noir	Sphérique	Non	160 μm	Non identifié
21	Brune clair	Ovoïde	Oui	80 μm	<i>Glomus sp₈</i>
22	Marron	Sphérique	Oui	63 μm	<i>Glomus sp₉</i>
23	Brune pale	Sub-sphérique	Oui	63 μm	<i>Glomus sp₁₀</i>
24	Noir	Sub-sphérique	Oui	125 μm	Non identifié

Nous avons observé la prédominance de spores de *Glomus* (10 morphotypes), suivi de 5 morphotype du genre *Acaulospora*, et très peu de spores du genre *Scutellospora* (2 morphotypes).

Glomus

C'est le type de spore le plus abondant qui présente une grande diversification et une large répartition dans beaucoup d'habitats dans la nature .

L'examen des spores nous a permis de rencontrer une large gamme de taille allant de 63 μm à 160 μm . La couleur peut varier du marron au marron foncé comme du jaune au à jaune foncé mais aussi du brun au brun clair et pâle. Elle sont ovale, sphérique, de forme ellipsoïdale ou ovale.

Acaulospora

Ce genre de spores est de grande taille, avec une forme sphérique ou sub-sphérique parfois ovale. Les spores sont de couleur marron foncée à marron clair, peuvent être aussi transparente ou de couleur jaune pâle. Elle sont sessiles dès leur formation d'où le nom du genre *Acaulospora*.

Scutellospora

Très rare, elles ont une forme irrégulière ou ellipsoïde, de couleur brune et blanc pâle, et présente une grande taille.

3.2. Abondance relative des spores appartenant aux différents genres de champignons endomycorhiziens

Le sol analysé a révélé la présence en moyenne de 500 spores par 100 g de sol. Ceci traduit la richesse du microhabitat constitué par les racines de *P. avium* en spores. Cet état de fait s'est traduit par un taux de mycorhization élevé (83.33%).

4. Discussion

Dans tous les fragments racinaires observés, la structure endomycorhizienne de type Arum est la seule observée. Ce type morphologique est caractérisé par la prolifération et la ramification des hyphes myceliennes qui s'étendent rapidement dans la direction longitudinale de la racine en progressant entre les assises cellulaires. Elles émettent des branches latérales qui pénètrent dans les cellules en traversant les parois pecto-cellulosiques et s'y ramifient densément. C'est le résultat de cette hyper-ramification qui forme l'arbuscule (Garbaye, 2013).

Les structures de pseudomycorhizes à endophytes ont été détectées (DES : Dark Septate Endophytes) caractérisées par du mycelium brun septé stérile c'est-à-dire sans trace de fructifications sexuées. Ces filaments s'insinuent entre les cellules racinaires puis finissent par pénétrer à l'intérieur de celles-ci, ensuite le mycelium se différencie en masse de petites sphères à parois épaisses dont la fonction est encore inconnue. Garbaye (2013), affirme que les genres *Gigaspora* et *Scutellospora* ne forment jamais de vésicules intra-racinaires, les endomycorhizes contractées par les racines de *P. avium* décrites dans cette étude seraient donc l'œuvre des champignons appartenant aux genres *Glomus* ou *Acaulospora*.

L'analyse des spores des AMF extraites ne reflète pas nécessairement la diversité des AMF colonisant les racines des différentes espèces de plantes poussant dans un même endroit (Kjoller et Rosendahl, 2011).

Hormis la quantité de phosphore, la texture du sol, le pH est l'un des paramètres physico-chimique apte à réguler l'installation et la répartition des endomycorhizes. Ainsi Mosse (1973) a remarqué que le genre *Glomus* apparaît généralement dans les sols à pH neutre ou alcalin. Ce qui n'est pas en accord dans le cas du sol rhizosphérique de *P. avium* avec un pH plutôt légèrement acide de 6.2 pauvre en matière organique (0.63%) et en Carbone (0.36%). Stutz et al. (2000) ont rapporté que les spores appartenant au genre *Glomus* sévissent dans les écosystèmes arides et semi-arides. Elles seraient adaptées aux environnements soumis à un stress comme le stress hydrique.

Les morphotypes de spores isolées sont morphologiquement comparables aux espèces décrites dans la littérature avec prédominance du genre *Glomus* puis *Acaulospora* en fin *Scutellospora*. De légères variations relatives au diamètre des spores ont été notées comparativement à la description d'origine faite par Schenk et Perez (1987) et Morton et Benny (1990). Les différences morphologiques, pourraient indiquer l'existence d'écotypes

fongiques dans le sol étudié. En effet Jeffries et Barea (2001) et Belkaid (2015) ont attribué la nature des communautés de CMA au type du peuplement végétal et à l'existence d'écotypes.

Le sol mycorhizosphérique étudié indique la présence de spores diversifiées et aptes à engager des mycorhizes. Cet état de fait s'est traduit sur le terrain par une forte fréquence de mycorhization de 83.33%. Une étude menée par Abbas (2014) sur le Thuya du grand Atlas (*Tetraclinis articulata*) au Maroc a révélé la richesse des racines de cette essence en CMA. En effet, ils ont observé un taux de mycorhization supérieur à 80% et les spores isolées sont dominées par le genre *Glomus*. Ce résultat concorde avec celui que nous avons déterminé avec un taux de mycorhization de 83.33% et c'est le genre *Glomus* qui est le plus fréquemment rencontré suivi du genre *Acaulospora*.

En côte d'Ivoire Bivoko et al. (2013) ont recensé dans un sol acide (5.17) et pauvre en phosphore assimilable (<30.71ppm), 44 espèces de CMA réparties dans 13 genres. Le chiffre annoncé est largement supérieur au notre du point de vue nombres de genres (3) et 24 morphotypes.

Une étude menée en Inde dans la province d'Haryana sous serre sur la rhizosphère du tournesol par Shama et al. (2009) a révélé la présence de 7 espèces appartenant au genre *Acaulospora* alors que nous n'avons pu isoler que 5 morphotypes appartenant aux genres sus-cités.

Une étude effectuée par Brou et al. (2007) dans la forêt de la Téné (centre-ouest de côte d'Ivoire ; forêt naturelle et forêt issue d'un reboisement) a révélé la présence de *Gigaspora* et *Glomus* sous un climat tropical humide.

Un travail portant sur la diversité des champignons endomycorhiziens du Sénégal (en zones arides et semi-arides) menée par Diallo et al. (1999) a montré la présence de 21 écotypes appartenant aux genres *Glomus*, *Gigaspora* et *Scutellospora*. Ce résultat est proche du notre du point de vue nombre d'écotypes qui est de 24.

Dans le même ordre d'idée, Dlagne et Ingleby (2003) en étudiant le statut endomycorhiziens de 4 légumineuses arborescentes cultivées en couloirs dans la station agro-forestière de Thiénaba, au Sénégal, a montré une variation d'endomycorhization oscillant entre 32 et 64 %. Le nombre de spores de CMA extraites du sol de Thiénaba régresse fortement avec la profondeur. En effet, il a été compté en moyenne 248 spores par 100 g de sol sec entre 0 et 25 cm de profondeur, contre seulement 8 spores entre 2 et 3m de profondeur. Alors que nous avons dénombré 500 spores dans 100g de sol.

Une étude récente menée par Bouazza et al. (2015) dans une Terga à climat semi-aride dans le Nord Ouest algérien, sur les endomycorhizes de 4 espèces végétales (*Acacia saligna*, *Lotus certicus*, *Retama monosperma* et *Pistacia lentiscus*) a montré que la rhizosphère était riche en spores à potentiel endomycorhizien avec 12 morphotypes répartis dans 4 genres différents (*Glomus*, *Scutellospora*, *Gigaspora* et *Acaulospora*) avec une prédominance de *Glomus*. Ces auteurs ont conclu que les espèces végétales étudiées sont adaptées aux conditions environnementales locales de la Terga et promouvoient la symbiose endomycorhizienne. Elle constitue donc un moyen pour réhabiliter les milieux dégradés. Elles peuvent en plus constituer une importante source d'inoculum de CMA dans les écosystèmes semi-aride. Ces résultats concordent avec ceux que nous avons obtenus.

Il apparaît clairement que les populations des Glomales sont les plus abondantes en nombre et en espèces. La faible représentativité des autres genres par rapport à *Glomus* pourrait être attribuée à la faible viabilité des spores d'*Acaulospora* et de *Scutellospora* comme rapporté par Amadou et Dalpé (1999) en zone nord et sud-soudanienne du Burkina Faso.

Conclusion et perspectives d'étude

Cette étude, consacrée à l'exploration des associations endomycorhiziennes chez *Prunus avium* dans un site d'étude localisé dans la région de Beni-Zmenzer, dans la wilaya de Tizi-ouzou, a révélé que le sol était pauvre en matière organique (0.63 %) et qui a une conductivité électrique égale à 0.42mmhos/cm ce qui traduit la non salinité de ce sol, avec un pH légèrement acide (6.2). Les résultats sur le statut mycorhizien de cette essence montrent que la mycorhization est une réalité écologique. Tous les fragments observés ont en majorité été densément endomycorhizés.

Les structures endomycorhiziennes sont caractérisées par la présence d'hyphes intercellulaire, d'arbuscules ainsi que de vésicules qui se trouvent à l'intérieur du cortex racinaire. Ces structures montrent que cette association est de type Arum.

Le taux d'endomycorhization par les CMA a atteint les 83.33% dans les racines du peuplement naturel de *P.avium* du site d'étude.

Nous avons aussi observé un seul type de sclérotés qui sont des structures de résistance fongique intercellulaires qui servent d'organe de conservation pour la survie du champignon endophyte à hyphes brunes septées (DSE).

Nos résultats mettent en évidence une diversité des champignons appartenant à l'ordre des Glomales associés aux racines de *P. avium*. Ces Glomales ont déjà été répertoriées dans d'autres régions du monde ; cependant, les variations observées dans la taille, la forme et la couleur des spores suggèrent que l'on pourrait être en présence d'écotypes fongiques. Parmi les genres appartenant à l'ordre des Glomales, trois sont représentés dans notre site d'étude. Ce sont les genres *Glomus*, *Acaulospora* et *Scutellospora*. Ceci suppose que les racines de cette essence dépendent étroitement des CAM ce qui dénote son caractère mycotrophique. Les CAM appartenant à la classe des Glomeromycetes contribuent en synthétisant une glycoprotéine, la glomaline, jouant un rôle essentielle dans la stabilité et la fertilité du sol du fait de son caractère hydrophobe, stable, collant et complexant les métaux. Ainsi,

- ✓ Il serait intéressant de procéder à une étude pédologique plus complète du sol prélevé.
- ✓ Etant donné l'importance écologique des champignons mycorhiziens à arbuscules dans les écosystèmes, il serait nécessaire de caractériser davantage la structure de ces communautés microbiennes associées à cette espèce végétale (*Prunus avium*) par des techniques de biologie moléculaire afin de mieux comprendre leur fonctionnement.

- ✓ Créer des banques d'inoculum afin de préserver le cortège fongique indigène.
- ✓ De procéder à l'étude microbiologique du sol des racines mycorhizées et de déterminer les microorganismes auxiliaires de la symbiose endomycorhizienne.
- ✓ Cette étude mérite d'être approfondie par l'utilisation des techniques de biologie moléculaire (PCR/RFLP, séquençage de l'ADN) pour caractériser les champignons non identifiés notamment du genre *Glomus* et établir les relations phylogénétiques entre les espèces de champignons MA.
- ✓ Il serait intéressant de faire une inoculation des boutures de merisier ou des vitroplants avec les CMA sélectionnées et suivre leur développement en pépinière et au champ.

Références bibliographiques

- ABBAS Y., 2014.** Microorganismes de la rhizosphère des Tétracélinales : un outil pour optimiser la régénération assistée du *Tetraclinis articulata* Vahl. Master. Thèse de Doctorat thèse de doctorat. Université Mohammed V Faculté des Sciences Rabat. p.157.
- Aranzana M.J., Pineda A., Cosson P., 2003.** A set of simple-sequence repeat (SSR) markers covering the *Prunus* genome. *Theoretical and Applied Genetics*. p106 : 819-825.
- Barea J.M., Escudero J.L., Azcon A.C., 1980.** Effects of introduced and indigenous VA mycorrhizal fungi on nodulation, growth and nutrition of *Medicago sativa* in phosphate fixing soils as affected by *P.fertilizers*. *plant and soil*, 54 (2) : 283-296.
- Bellion M., 2006.** Caractérisation fonctionnelle de gènes impliqués dans la tolérance au stress métallique chez les champignons ectomycorhiziens par agrotransformation de *Hebeloma cylindrosporum*. Thèse de doctorat : Biologie Forestière : Faculté des sciences et technique. 190p, pp : 9-13.
- Benmazar N., 2010.** Recherche des conditions adéquates pour la micro propagation du cyprès de Tassili *Cupressus dupreziana* A. Camus et étude préliminaires des mycorhizes : interaction plante environnement. Mémoire de Magister : Biologie et écologie des populations et des communautés : université de Tizi Ouzou, 96p : 25-35.
- Bivoko D.R.R., Ahonzo N., Amkes L., Zeze A., 2013.** Impact des propriétés physicochimiques des sols de culture du manioc sur l'abondance et la diversité des communautés de champignons mycorhiziens à arbuscules dans la zone agroécologique d'Azague, Sud-Est de la côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine* 25 (3) :251-254.
- Blastrini R., et Lanfranco L., 2006.** Fungal and plant gene expression in arbuscular mycorrhizal symbios. *Mycorrhiza*, pp.509-524.
- Bouazza M.K., Ighilhariz Z., Delajudie P., Duponois R., Bekk F., 2015.** Assessing the native arbuscular mycorrhizal symbioses to rehabilitate a degraded coastal and dune in Algeria. *International journal of agriculture and crop sciences*, vol. 8, n°2, p 194-202.
- Boulet-Gercourt B., 1997.** Le merisier. Les guides du sylviculteur. Institut pour le développement forestier. Paris, 128p.
- Boullard B., 1990.** Guerre et paix dans le règne végétal, Edition Marketing, P. 336.
- Boullard B., 1990.** Guerre et paix dans le règne végétal. Ed. Ellipses, Paris, p245-295.

- Boullard B., 2001.** Dictionnaire des plantes médicinales du monde. Ed : Estem. Pp : 768.
- Brundrett M.C., 2002.** Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New phytologist*, 154 : 275-304.
- Cronquist A., 1981.** An Integrated System Of Classification Of Flowering Plants. Columbia University. 262p.
- Davet P., 1996.** Vie microbienne du sol et production végétale. Ed. INRA, Paris, 383p.
- Dermas B.D., et Broener R.E., 1995.** A simple method for observing VAM with suggestions for designing class activities. *J. of biological education*. 29 (3) : 209-214.
- Dexheimer J., 1997.** Etude Structurale et fonctionnelle des interfaces entre le champignon et la plante hôte. *Rev. For. Fr.* XLIX. n^o sp. Nancy, p239.
- Dialo A.T., Samb P.I., et Ducouso M., 1998.** Distribution et diversité des champignons endomycorhiziens (Glomales) Sénégal. *Articulosoriginales*. Vol. 4, p 161-166.
- Diem H.G., Guéye I., Gianinazzi-Pearson V., Fortin J.A., Dommergues Y. R., 1981.** Ecology of VA mycorrhizae in the tropics: the semi-arid zone of Senegal. *Acta oecol. , oecol. Plant*, 2: p. 53-62.
- Dirlewanger E., Graziano E., Joobeur T., et al., 2004.** Comparative mapping and marker-assisted selection in Rosaceae fruit crops. *Proceedings of the National Academy of*
- Dommergues Y., Duhoux E., Diem H.G., 1999.** Les Arbres Fixateurs d'Azote : Caractéristiques Fondamentales et Rôle dans l'Aménagement des Ecosystèmes Méditerranéens et Tropicaux. Editions Espaces 34, Paris. 499 p.
- Duffaut G., et Laporte V., 2001.** Encyclopédie des plantes médicinales. Ed. VUEF. Paris.
- Duhoux E., Nicole M., 2004.** Associations et Interactions Chez Les Plantes. Ed DUNOD. P.54
- Evreïnoff V.A., 1956.** Contribution à l'étude des ancêtres des cerisiers de culture. *Journal d'agriculture et de la botanique appliquée*. Vol. 3, N^o 7-8, pp. 415-421.
- Fitter A.H., et Moyersoen B., 1996.** Evolutionary trends in root-microbe symbioses. *Philosophical transformation*. Royal Society of London, B 351 : 1367-1375.

Fortin J.A., Plenchette C., piché Y., 2008. Les mycorhizes La Nouvelle Révolution Verte. MultiMonde Quae (Eds) Québec 131p.

Fortin J.A., 2010. Les mycorhizes en grandes cultures. Ed .St-Rémi. 99p.

Garbaye J., 2013. La symbiose Mycorhizienne Une Association Entre Les Plantes et Les Champignons. Ed Quae.p. 48,49,56,57,62.

Gavaland A., Gauvin J.A., Bouvarel M.L., 2002. De l'intérêt de planter le merisier avec un accompagnement d'Aulne : les enseignements de trois essais INRA, Rev.For.Liv.

Gerdeman J.W., et Nicolson T.H., 1963. Spore of Mycorrhizal Endogone Species

Gouraud C., Giroux J.F., Mesleard F., Gutjahr S., Desnouhes L., 2008. Pas de mycorhize sur le script maritime (*Schoenoplectus maritimus*) en Carmargue. Rev.Ecol.(Terre vie), 63 :279-282.

Guizon A., Selosse M.A., 2010. Coloration des mycorhizes, Biologie – Géologie n°4, 6 p

Hallen F., et Lieutaghi P., 2008. Aux origines des plantes : Tome 2, Des plantes et hommes. Ed.Fayard , Paris, 665p.

Hause B., et Fester T., 2005. Molecular and cell biology of arbuscular mycorrhizal symbiosis. Plantata., 221 : 184-196.

Jeffries P., et Barea J.M., 2001. Arbuscular Mycorrhiza: A Key Component Of Sustainable Plant–Soil Ecosystems. In: Hock B (ed) The Mycota. Vol IX: fungal associations, Springer, Berlin Heidelberg New York, pp 95–11.

Masson S., 1987. Les mycorhizes. Maitrise de science naturelle. Université de Clermont Ferrand, 40p.

Morton J. B., et Benny G.L., 1990. Revised Classification of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (Zygomycetes) : A New Order, Glomales, Two New Suborders, Glomineae and Gigasporineae, and Two new Families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, With an Emendation of Glomaceae. Mycotaxon 37: 471–491.

Mosse B., 1973. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. IV. In soil given additional phosphate. New Phytol. 72 : 127–13.

Mosse B., 1973. Plant growth responses to vesicular-arbuscularmycorrhiza. IV. In soil given additional phosphate. *New Phytol.* p. 72-127

Mosse B., et Hayman D.S., 1971. Plant growth responses to vesicular-arbuscularmycorrhiza. II. In unsterilised field soils. *New Phytol.* p. 29-34.

Palenzuela J., Barea J., et al., 2002. Effects of Mycorrhizal Inoculation of Shrubs From Mediterranean Ecosystems and Composted Residue Application on Transplant Performance and Mycorrhizal Developments in a Desertified Soil. *Biology and Fertility of Soils*, 36, pp.170-175.).

Parniske M., 2008. Arbuscular mycorrhiza : The mother of plant root endosymbioses. *Nature Reviews Microbiology*, pp.763-775.

Pesson P., et Louveaux J., 1984. Pollinisation et productions végétales, INRA, Paris.

Peterson R.L., et Bonfante P., 1994. Comparative structure of vesicular arbuscular mycorrhizas ectomycorrhizas. *Plant and soil*, 159, p 79-88.

Peterson R.L., Massicotte H.B., Melville L.H., Philips F., 2006. Mycorrhizas : anatomy and cell biology. Canada.

Phillips J.H., et Hayman D.S., 1970. Improved procedure for clearing and staining parasitic and vesicular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans.Myc.Soc.*55 :158-161.

Plenchette C. Perrin R.(2005).The Concept of Soil Infectivity and a Method for Its Determination as Applied to Endomycorrhizas. *Can. J. Bot.*,67 :112-115.

Raven P.H., Evert R.F., Eichhorn S.F., 2008. Biologie végétal. Ed.DeBoeck. Bruxelles, 781p.

Redon P.O., 2009. Rôle des champignons mycorrhiziens à arbuscules dans le transfert du calcium du sol à la luzerne (*Medicago truncatula*). Thèse de doctorat, université de Nancy, 198p :7, 27-39.

Rougemont M., 2007. Les mycorhizes et l'olivier. Effets sur le développement des plants en pépinière et en verger. *Mycosym international* bâle. Suisse, p9 : 1-3.

Sharma S., Parkash V., Kaushish S., Aggarwal., 2009. A monograph of *Acaulospora* spp. (VAM FUNGI) in suflaver rhizosphere in Haryana,India, HELIA.32.Nr.50.p.p.69-76.

Scannerini S., et Bonfante-Fasolo P., 1982. Donnés actuelles sur la cytologie des mycorhizes. Les mycorhizes : biologie et utilisation, Ed. I.N.R.A. Publ., les colloques de L'INRA, 13 : 25-36.

Schenk N.C., 1982. The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota.USA. p244 :115-129.

Schenk N.C., et Perez Y., 1987. Manual for The Identification of VA Mycorrhizal Fungi. First Edition (First Edition Synergic Publication). Gainesvilles, Florida, USA, 245p.

Sieverding E., 1991. Vesicular-arbuscularMycorrhiza Management in Tropical Agrosystems. Technical Cooperation, Federal Repuplic of Germany Eschborn. ISBN 3-88085-462

Silar P., et Malagnac F., 2013. Les champignons redécouverts.Ed.Belin, France, 224p.

Smith S.E., et Read D.J., 1997. Mycorhizal Symbiosis. Academic Press, Inc San Diego California.

Stoekel S., 2006. Impact de la propagation asexuée et du système d'auo-incompatibilité gamétophytique sur la structuration et l'évolution de la diversité génétique d'une essence forestière entomophile et disséminée, *Prunus avium*, Thèse de doctorat, Ecole National du Génie Rural des Eaux et Forêts, Paris, 253p.

Strullu D.G., 1991. Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Ed.Lavoisier, Paris, 250p.

Strullu D.G., and Plenchette C., 1991. Les mycorhizes en horticulture. PHM Revue

Stutz J.C., Copeman R., Martin C.A., Morton. J.B., 2000. Patterns of Species Composition and Distribution of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Arid Regions of South-Western Namibia Africa. Can.J.Bot.,78 :237-245.

Tavaud M., Zanetto A., David J.L., Laigret F., Dirlewanger E., 2004. Genetic relationships between diploid and allotetraploid cherry species (*Prunus avium*, *Prunus gondouinii* and *Prunus cerasus*). Heredity. p93 : 631-638.7.

Tavaud M., 2002. Diversité génétique du merisier doux (*Prunus avium* L.) sur son aire de répartition. Comparaison avec ses espèces apparentées (*P.cerasus* et *P. gondouinii*) et son compartiment sauvage.

Antonioli Z.I., et al., 2002. Comunidades de esporos de fungos micorrizica EM Da Australia.R.Bras.Ci.Solo, 26 : 627-635.

Annexes

Annexe 1

Préparation du Bleu trypan

- Peser 0,2g de bleu de trypan.
- mélanger dans 100ml d'eau distillée.
- agiter pendant 30 minutes sur un agitateur.

Composition du Formol-Acide acétique- Alcool (FAA)

- 50 ml d'eau distillé
- 50ml d'Ethanolà5%
- Prendre 90 ml de cette préparation, lui rajouter :
- 5ml d'Acide Acétique
- 5 ml de Formol

Préparation de la potasse (KOH à 10%)

- Peser 10g de KOH
- Mettre dans un becher
- Ajuste à 100ml avec de l'eau distillé
- Faire agiter le tout avec un agitateur magnétique pendant 10min.

Préparation du lactoglycérol

- Un volume d'acide lactique
- Un volume de glycérol
- Un volume d'eau distillé.

ANNEXE 2

I-Estimation de l'humidité hygroscopique du sol

La quantité d'eau que contient un sol à un moment donné est dite, humidité de ce sol.

Lors de la préparation du sol aux différentes analyses, il est généralement séché à l'air, jusqu'à ce qu'il devienne sec.

Cependant, un tel sol contient encore une certaine quantité d'eau.

Cette eau est due au fait que le sol peut absorber la vapeur d'eau de l'air, et la retenir solidement à la surface de ses particules.

L'humidité hygroscopique s'exprime pour cent de la masse de sol séché.

La valeur de l'humidité hygroscopique est utilisée pour calculer le coefficient de correction des différentes analyses effectuées sur des échantillons séchés à l'air.

Mode opératoire :

- Sécher jusqu'à masse constante, à 105 °C, la capsule ;
- La refroidir dans un dessiccateur renfermant du CaCl_2 ;
- Peser dans le bocal (capsule) 5 grammes de sol séché à l'air et tamisé à travers un crible de 2mm de diamètre ;
- Porter la capsule renfermant le sol à l'étuve à 105°C pendant 24 heures (temps au bout duquel, en générale, le sol perd son humidité hygroscopique) ;
- Après ce temps, refroidir la capsule dans un dessiccateur, et repeser.

- a =Masse (en gramme) d'eau évaporée

- b =Masse du sol sec (à l'étuve)

$$H = a \times 100 / b$$

II-Détermination du PH d'un sol

Le PH d'une solution dépend de la concentration relative des ions H^+ et OH^- .

Si les ions H^+ sont majoritaires, la solution sera acide si, au contraire ce sont les ions OH^- qui l'emportent, la solution sera basique.

Le PH est défini comme étant le cologarithme de la concentration des ions H^+ de la solution.

$$PH = \text{Log } 1/[H^+] = \text{Colog } [H^+]$$

II-1-Mode opératoire :

II-1-1-Etalonnage de l'appareil :

Pour cet étalonnage, des solutions tampon, de PH connue seront utilisées.

Les PH utilisés sont 4 et 7 pour l'électrode de verre, et 9 pour l'électrode au calomel-kcl.

-Introduire l'électrode dans la solution tampon

-Lire le PH, et le rectifier, éventuellement

-Rincer après chaque solution.

II-1-2-Détermination du PH du sol

Les complexes organo-minéraux des sols ont la propriété de fixer, et d'échanger des ions.

Normalement, ce complexe est chargé négativement, et a de ce fait, tendance à fixer des cations : K^+ , Na^+ , Mg^{++} , Al^{++} , et H^+ au niveau du sol, on détermine deux acidités.

II-1-2-1-Acidité actuelle :

Elle exprime les ions H^+ dissociées, dans la solution du sol, à un moment donné, et en équilibre ionique, avec les radicaux qui les ayant libérés, et les autres ions du milieu.

Détermination de l'activité actuelle :

-Le PH du sol sera déterminé sur une suspension aqueuse, ou

-Le rapport sol/eau = 1 / 2.5.

-Peser 20 g de terre fine, séchée à l'air.

-Porter dans un Becher de 100 ml, et y ajouter 50 ml d'eau distillée, bouille, refroidie.

- Agiter la suspension pendant quelques mn grâce à un agitateur en verre.
- Laisser la suspension au repos pendant 15 mn et agiter de nouveau.
- Prendre le PH de la suspension après stabilisation de l'aiguille de l'appareil.
 - Rincer l'électrode à l'eau distillée.

II-1-1-2- Acidité totale, potentielle ou d'échange :

Elle est définie comme la totalité des ions H^+ échangeables et qui sont susceptibles d'être remplacé par un cation lors d'une neutralisation.

Détermination de l'acidité totale :

- Ajouter a la suspension précédente, 3.72g de KCl.
- Faire dissoudre ce sel en agitant la suspension.
- Prendre une deuxième fois le PH.

III-Mesure de la conductivité électrique d'un sol

La conductivité électrique d'une solution dépend de sa concentration en électrolites.

La pratique des extraits de sols permet de déterminer la conductivité du sol.

II-1-Protocole expérimentale :

- Peser 20 g de sol tamisé à travers un crible de 2 mm.
- Porter dans un bécher de 250 ml, y ajouter 100 ml d'eau distillée.
- Agiter pendant 2 min avec un agitateur mécanique ou magnétique.
- Laisser reposer pendant 30 min.
- Filtrer.
- Refiltrer, pour obtenir un filtrat clair.

-Ajouter 2 gouttes d'examétophosphate de sodium à 0.1 %, ce produit évitera la précipitation du CaCO_3 .

III-2-Mesure de la conductivité de l'échantillon :

-Introduire l'électrode du conductimètre au centre du récipient contenant l'extrait de sol.

-Après stabilisation de l'aiguille, lire la conductivité.

-Prendre la température de l'extrait de sol en vue d'une correction de la conductivité.

-La conductivité dépend de la température.

III-3-Mesure de la constante de cellule du conductimètre :

Cette mesure se fera périodiquement (tous les six mois, environ).

La conductivité d'une solution de KCl à 0.1 N est de 0.0014118 mhos/cm (mesure standard)

Remesurer la conductivité de cette solution : on obtient la valeur CE.

La constante de cellule = valeur standard / la valeur CE.

Il est possible d'opérer à d'autres températures, à condition de multiplier la valeur lue par le chiffre de correction de la température.

La valeur finale de la conductivité de l'échantillon sera :

C.E = Valeur lue x Constante de cellule x Chiffre de correction.

Tableau des chiffres de correction de la température	
Température	Chiffre de correction
15	1.25
16	1.22
17	1.19
18	1.16
19	1.14
20	1.11
21	1.09

22	1.06
23	1.04
24	1.02
25	1.00
26	0.98
27	0.96
28	0.94
29	0.93
30	0.91

IV-Dosage des Anions

IV-1-Dosage des carbonates :

Cette détermination repose sur la neutralisation d'un volume de solution par un acide minéral, dilué, en présence d'un indicateur coloré.

IV-1-1-Les carbonates :

- Peser 20 g de sol tamisé à travers un crible de 2 mm.
- Porter dans un bécher de 250 ml, y ajouter 100 ml d'eau distillée.
- Agiter pendant 2 min avec un agitateur mécanique ou magnétique.
- Laisser reposer pendant 30 min.
- Filtrer.
- Refiltrer, pour obtenir un filtrat clair.
- Prélever une fraction aliquote de 10 ml de l'extrait.
- Y ajouter quelques gouttes de phénolphtaléine.
- Une coloration rouge se développe.

-Dans ce cas titrer doucement avec de l'acide sulfurique (H_2SO_4) à 0.1 N jusqu'à décoloration totale.

-Si il n'ya pas de coloration après addition du phénophtaléine, il n'ya pas de carbonates dans l'échantillon.

IV-1-2-Les bicarbonates :

Après dosage des carbonates, ajouter dans la même prise d'essai quelques gouttes de méthyl orange, et titrer par le même acide jusqu'au virage du jaune au rouge.

Remarque : exprimer les résultats en **Meq / l** où en **%**.

Réactifs :

-Acide sulfurique à 0.1 N.

-Solution de phénophtaléine dans l'alcool à 1%.

-Solution aqueuse de méthyl orange.

IV-2-Dosage des chlorures :

Les chlorures sont dosés par argentimétrie suivant la méthode de Mohr : on précipite les chlorures par du nitrate d'argent, en présence de chromate de potassium.

Ce dernier prend une coloration rouge (chromate d'argent), et indique la fin de la réaction.

IV-2-1-Mode opératoire :

-Ajouter dans une prise d'essai, dont on aura vérifié la neutralité, 1 à 8 gouttes de chromate de potassium.

-Titrer par le nitrate d'argent en solution à 0.02 N.

-Le virage se produira vers le rouge.

Remarque : exprimer les résultats en **Meq / l** où en **%**.

IV-2-1-1-Réactifs :

- Chromate de potassium en solution aqueuse à 5 %.
- Nitrate d'argent en solution à 0.02 N.

V-Dosage du carbone organique du sol

Le principe de cette manipulation repose sur l'oxydation du carbone organique en CO₂ par un mélange de bichromate de potassium et d'acide sulfurique à chaud.

L'excès de bichromate est titré à froid par une solution de sel de mohr.

V-1-Mode opératoire :

- Peser 1 g de sol (fraction fine).
- Introduire cette terre dans un ballon de 250 ml avec 10 ml de la solution aqueuse de - bichromate de potassium à 8 %, et 15 ml d'acide sulfurique concentré (pur).
- Porter le ballon à ébullition douce sur un chauffe ballon.
- Laisser bouillir pendant 5 min.
- A partir de la première goutte condensée, retirer le ballon et laisser refroidir.
- Transvaser dans une fiole de 200 ml, et ajuster avec l'eau de rinçage au trait de jauge.
- Prélever une aliquote de 20 ml, et ajouter 200 ml d'eau distillée.
- Ajouter une pincée de fluore de sodium (Na F), et 4 à 5 gouttes de diphénylamine.
- Titre à froid le bichromate en excès à l'aide du sel de mohr.

Remarque :

La solution dosée passera par les couleurs suivantes :

Brune, Noirâtre, Violette et Verte.

Ne pas oublier de procéder à un témoin chaud et un témoin froid. Cet essai se fera avec 10 ml de bichromate, mais sans la prise de terre.

V-1-2-Réactifs :

-Bichromate de potassium à 8 %.

-Diphénylamine : dissoudre 0.5 g de ce produit dans 100 ml d'acide sulfurique concentré et les ajouter à 20 ml d'eau distillée.

-Sel de Mohr à 0.2 % : dissoudre 78.5 g de sel pur dans 500 ml d'eau distillée, bouillie et refroidie à l'abri de l'air, et contenant 20 ml d'acide sulfurique concentré. Compléter à un litre, et conserver cette solution à l'abri de l'air dans flacon brun.

ANNEXE 3**Classe des pH D'après CALVET et VILLEMIN (1986) :**

pH	Qualification des sols
pH < 5	Fortement acide
5 < pH < 6	Franchement acide
6 < pH < 6,5	Légèrement acide
6,6 < pH < 7,3	Neutre
7,4 < pH < 7,7	Légèrement alcalin
pH > 7,8	Alcalin

Matière organique : CALVET et VILLEMIN (1986).

Matière organique	Interprétation
< 1	Très pauvre
1 à 1,5	Pauvre
1,5 à 2	Moyen
> 2	Riche

Conductivité électrique selon DENIS BAIZE (2000) :

Conductivité électrique mmhos/cm	Désignation
< 2,5	Non salé
2,5 à 5	Faiblement salé
5 à 10	Moyennement salé
10 à 15	Salé
15 à 20	Fortement salé
20 à 27,5	Très fortement salé
27,5 à 40	Excessivement salé
> 40	Hyper salé

Résumé

Le but de cette étude est l'exploration des associations mycorhiziennes des racines du merisier (*Prunus avium*) dans une région de Kabylie.

L'analyse pédologique du sol rhizosphérique a révélé sa pauvreté en matière organique (0.63%), sa conductivité électrique faible, et sa légère acidité avec un pH de 6.2.

Le taux d'endomycorhization des racines a atteint les 83.33%. La caractérisation des endomycorhizes a révélé qu'il s'agit du type Arum. Un total de 24 morphotypes des spores de CMA a été répertorié avec prédominance du genre *Glomus*.

Parallèlement à l'infection endomycorhizienne des racines de *Prunus avium*, l'existence d'hyphes appartenant aux endophytes appelés « dark septate endophytes » a été détectée dans les cellules racinaires.

Mots clés : Association mycorhizienne, *Prunus avium*, endomycorhization, spores, CMA.

Abstract

The purpose of this study is the exploration of mycorrhizas associations of the wild cherry's (*Prunus avium*) roots in a region of Kabylia.

The pedological analysis of the rhizospheric soil revealed its poverty in organic matter (0.63 %), its weak electric conductivity, and its light acidity with a pH of 6.2.

The rate of the roots'endomycorhization reached the 83.33 %. The characterization of endomycorhizes revealed that it is about the Arum type. A total of 24 spores morphotypes of CMA was listed with ascendancy of the *Glomus* genera.

In a parallel to the *Prunus avium* roots' endomycorhization infection, the existence of hyphas belonging in endophyte called «dark septate endophyte» was detected in root cells.

Keywords: Mycorrhiza association, *Prunus avium*, endomycorhization, spores, CMA.