

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département des Sciences Agronomiques



Mémoire de fin d'études



En vue de l'obtention du Diplôme de Master en Sciences de la nature et de la vie

Spécialité : Foresterie

Option : Production et Aménagement des Forêts Méditerranéennes.

Thème

**Les mycorhizes du chêne Afares (*Quercus afares* Pomel.) :
Approche descriptive au stade adulte. Influence de
différents régimes d'arrosage sur la croissance et la
mycorhization de jeunes plants (la station de Bouchouled ;
la forêt de Béni Ghobri).**

Présenté par M^{elle} TAKILT DYHIA.

Devant le jury composé de :

Promotrice : Dr Kadi-Bennane S.

MCB-U.M.M.T.O

Co-promotrice : Dr Harchaoui-Bournine Ch.

MCB-U.M.M.T.O

Président : Dr Ait Saïd S.

MCB-U.M.M.T.O

Examinatrice : Mr Chenoune K.

MA-U.M.M.T.O

Promotion 2016-2017



Remerciements

Au terme de ce modeste travail je tiens à exprimer mes profonde gratitude au bon Dieu de m'avoir donné la force pour le réaliser.

Je remercie particulièrement ma promotrice M^{me} KADI-BENNANE, Docteur esse Maitre de conférences classe B au département des sciences agronomiques de l'U.M.M.T.O qui nous a encadrés et conseillés toute au long de la période de la réalisation de ce travail, et grâce à qui ce mémoire a vu le jour.

Et à ma Co-promotrice M^{me} HARCHAOUI-BOURNINE, Docteur esse Maitre de conférences classe B au département des sciences biologiques de l'U.M.M.T.O pour ses précieuses orientations, son aide et ses conseils judicieux, pour son soutien, ses encouragements et son souci de mener à terme ce travail.

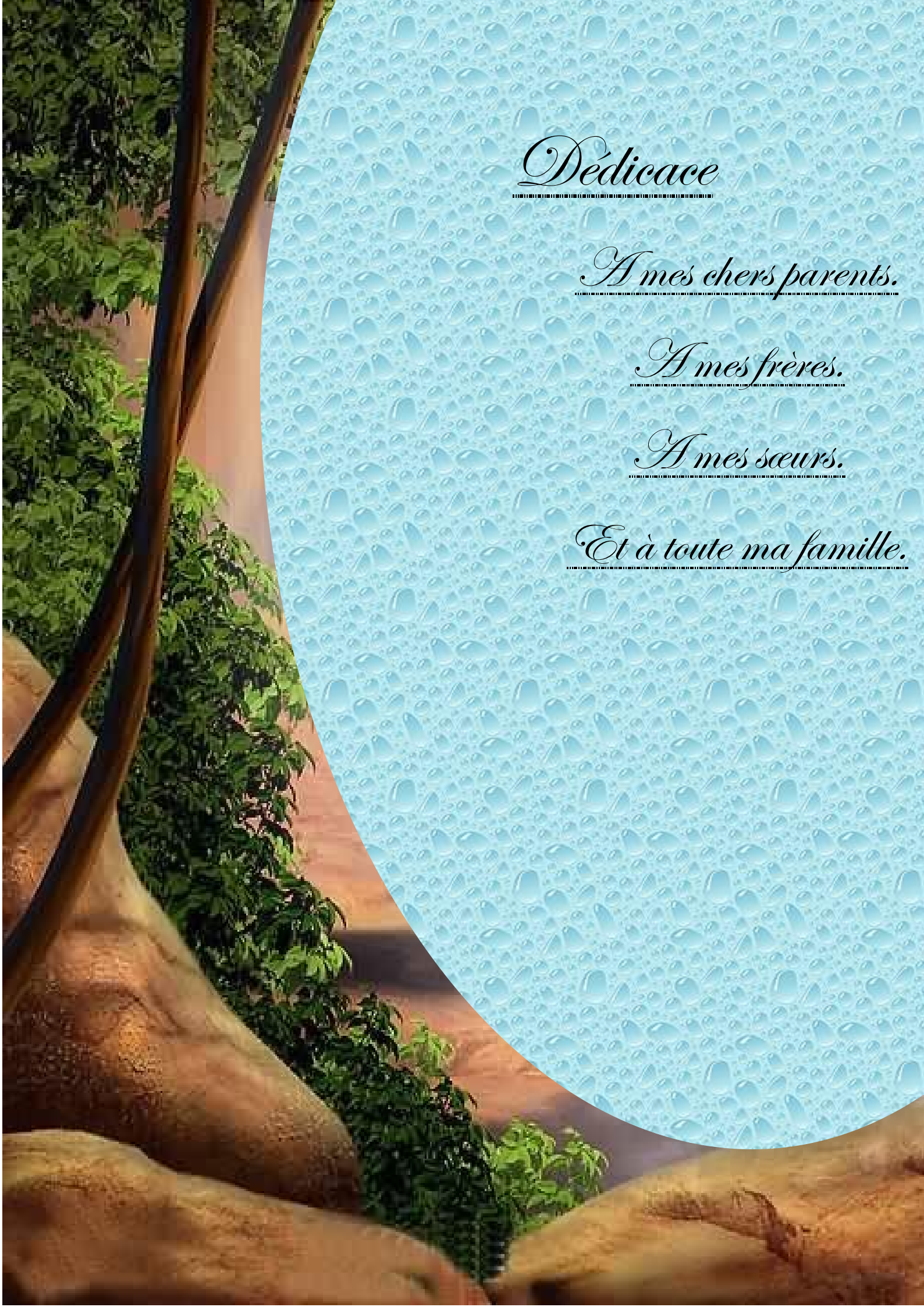
Et nous sommes très honorées de la présence de Dr AÏT SAID S Docteur d'état Maitre de conférences classe B au département des sciences biologiques et sciences agronomique de l'U.M.M.T.O qui a présidé le jury.

Exprimons nos vifs remerciements à Mr CHENOUNE K. Maitre assistant chargé de cours a l'U.M.M.T.O d'accepté d'examiner ce travail, nous tenant à leur exprimer toute nos reconnaissances.

Nous exprimons également nos sincères et cordiaux remerciements à tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire plus particulièrement à madame ADJOUD-SADADOU. Et toute l'équipe de laboratoire commun, spécialement l'adorable ingénieur Mme BEDAD K.

En fin que toutes les personnes qui ont contribué à l'aboutissement de ce modiste travail, trouvent ici l'expression de gratitude.





Dédicace

A mes chers parents.

A mes frères.

A mes sœurs.

Et à toute ma famille.

%: pourcentage

ACP: Analyse des Composantes Principales.

Ar : arbuscule.

BMA : la biomasse aérienne.

BMAF : la biomasse aérienne de la feuille.

BMAT : la biomasse aérienne de la tige.

BMR : la biomasse racinaire.

C°: degré Celsius

cm: centimètre

Cv : coefficient de variation

D : le diamètre.

EcM : ectomycorhize.

ECMs : ectomycorhizes.

Endo : endomycorhize.

Fig. : figure.

FPA : Formol, Acide propionique, Ethanol.

H : Hauteur

Hy Sp : hyphe siphonnée.

Hy St : hyphe septe.

Moy : moyenne.

MS : matière sèche.

P : peloton.

Prlt : prélèvement.

RR : le taux de robustesse.

RAM : racines endomycorhizées.

REM : racines ectomycorhizées.

RM : racines mycorhizée.

RNM : racine non mycorhizée.

Sp : spore

T° : température.

Vc : vitesse de croissance

Vo : vésicule ovale.

Vr : vésicule ronde.

.

Figure 1 : Représentation schématique de la symbiose mycorhizienne	5
Figure 2 : Représentation schématique d'échange au niveau de la symbiose entre arbre et champignon	6
Figure 3 : Différents échanges réciproques de la symbiose mycorhizienne	7
Figure 4 : Les principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale d'une racine	9
Figure 5 : Différentes forme de distributions des ectomycorhizes	11
Figure 6 : Représentation schématique des différents échanges nutritifs entre l'hôte et le champignon	19
Figure 7 : Image satellitaire de situation de la station d'étude Bouchouled la forêt de Béni-Ghobri	23
Figure 8 : La station de bouchouled la forêt Béni-Ghobri	24
Figures 9 et 10 : Extraction d'une carotte à l'aide d'une tarière de Pressler	25
Figures 11 et 12 : Protocole de Comptage des cernes	25
Figures 13 et 14 : Protocole expérimentale des semis en pots	26
Figure 15 : mesure de diamètre des plants de chêne afares à un mois	27
Figure 16 : mesure de la hauteur des plants	27
Figure 17 : un plant de deux mois de chêne afares	28
Figure 18 : le système racinaire d'un plant à l'âge de deux mois	28
Figure 19 : la pesé de la biomasse aérienne (tige+ feuilles) de la plante	28
Figure 20 : la pesé de la biomasse racinaire	28
Figure 21 : le séchage (matière sèche) de la biomasse aérienne dans une étuve à 60°C pendant 72h	28
Figure 22 : 20cm de racines dans une boîte de pétré à fin de calculé le taux de mycorhization	28
Figures 23-25 : Mesure de la largeur, la longueur des feuilles et la surface foliaire avec MESURIM	28
Figure 26 : les racines de chêne afares	29
Figure 27 : lavages des racines prélevées des arbres de chêne afares	29
Figures 28-29: Racines préparées pour l'observation sous une loupe binoculaire	30

Figure 30 : Une lame contienne des coupes d'une ectomycorhize isolé	30
Figure 31 : les trois lames contiennent des racines à fin de décrire et compté les structures endomycorhizienne sous un microscope ZEISS figure 32	30
Figures 33-44: EcM 1, EcM 2, EcM 3	39
Figures 43-54: EcM 4, EcM 5, EcM 6.EcM 7	40
Figures 55-66: EcM 8, EcM 9, EcM 10, EcM 11	41
Figures 67-77: EcM 12, EcM 13, EcM 14	42
Figures 78-89: EcM 15, EcM 16, EcM 17, EcM 18	43
Figures 90-99: EcM 19, EcM 20, EcM 21, EcM 22, EcM 23, EcM 24, EcM 25, EcM 26 EcM 27	44
Figures 100-113: EcM 28, EcM, 29, EcM 30, EcM 31, EcM 32, EcM 33, EcM 34, EcM 35, EcM 36, EcM 37, EcM 38, EcM 39	45
Figures 114-127: EcM40, EcM 41, EcM 42, EcM 43, EcM 44, EcM 45, EcM 46, EcM 47, EcM 48, EcM 49, EcM 50, EcM 51	46
Figures 128-135: EcM 52, EcM 53, EcM 54, EcM 55, EcM 56, EcM 57	47
Figures 136-150: EcM 1, EcM 2, EcM 3, EcM 4, EcM 5, EcM 6, EcM 7	50
Figures 143-150 : Les structures endomycorhiziennes observées à (GX400)	50
Figures 151-161 : EcM8, EcM 9, EcM 10, EcM 11, EcM 12, EcM 13	53
Figures 157-161 : Les structures endomycorhiziennes observées à (GX400)	53
Figures 162-172 : EcM 14, EcM 15, EcM16, EcM 17, EcM 18, EcM 19, EcM 20, EcM 21, EcM 22, EcM 23, EcM 25	56
Figures 173-181 : Les structures endomycorhiziennes observées à (GX400)	57
Figures 182-185: EcM 1, EcM 2, EcM 3, EcM 4 (GX40)	59
Figures 186-190 : Les structures endomycorhizes observées à (GX400)	59

Figures 191-202: EcM 30, EcM 31, EcM 32, EcM 33, EcM 34, EcM 35, EcM 36, EcM 37, EcM 38, EcM 39, EcM 40, EcM 41	63
Figures 203-206: EcM 42, EcM 43, EcM 44, EcM 45	64
Figures 207-214 :Les structures endomycorhiziennes observées à (GX400)	64
Figure 215 : variation moyens de la hauteur et du diamètre des tiges	68
Figure 216 : variation des Hauteur, Diamètre, et de la colonisation endomycorhizienne et ectomycorhizienne en fonction de stade de croissance et de régime d'arrosage	72
Figure 217 : le cercle de corrélation globale	74
Figure 218 : projection des placettes de références sur le plan factoriel (1*2)	75

Tableau N°01 : caractéristiques situationnelles des arbres de l'étude	31
Tableau N°02 : résultats des analyses descriptives de la distribution des différentes variables mesurées	70

Introduction	01
Chapitre I- Synthèse bibliographique	
I- Généralités	03
I-1- Historique	03
I-2- La symbiose mycorhizienne	04
I-3- Les composants de la symbiose	06
I-4- Les différents types de mycorhize	08
I-4-1- Les ectomycorhizes	10
I-4-2- Les endomycorhizes	12
I-4-3- Les ectendomycorhizes	13
I-5- Rôle physiologique des mycorhizes et bénéfices tirés par les deux partenaires (Plante et champignon)	14
I-5-1- Les bénéfices tirés par la plante	14
I-5-1- a- Absorption de l'eau	14
I-5-1- b- Amélioration de la nutrition minérale	15
I-5-1- c- Activités hormonales	16
I-5-1-d- Agrégation des sols	16
I-5-1-e- Protection contre les organismes pathogènes et amélioration de l'état Sanitaire de l'arbre	17
I-5-1- f- Production des hormones de croissance	18
I-5-1- g- Tolérance aux métaux lourds et au calcaire	18
I-5-1- h- Tolérance aux températures extrêmes et au pH défavorable	18
I-5-2- Les bénéfices tirés par le champignon	19

I-5-3- Rôle des mycorhizes dans le maintien de l'équilibre des écosystèmes	20
--	----

II- Généralités sur le chêne afares (<i>Quercus afares</i>)	21
---	----

Chapitre II- Matériels et Méthodes

I- Zone d'étude	23
-----------------	----

II- Matériels & Méthodes	24
--------------------------	----

II-1- Le terrain	24
------------------	----

II-2- Le laboratoire	26
----------------------	----

II-3- Paramètres physiques	27
----------------------------	----

II-4- Etude du statut mycorhizien du chêne afares	29
---	----

Chapitre III - Résultats & Discussions

Partie I : étude de la mycorhization chez les arbres adultes et les petits plants de *Quercus afares*

I-Description des mycorhizes	32
------------------------------	----

I-1- Les mycorhizes des racines des arbres adultes	32
--	----

I-1-1- Le statut endomycorhize de l'Afares	32
--	----

I-1-2-a- Les morphotypes ectomycorhiziennes communs à l'Afares en peuplement naturelle	32
--	----

I-1-2-b- Les morphotypes ectomycorhiziennes spécifiques à chaque arbre	35
--	----

I-2- Le cortège mycorhizien des racines des plants en pot	48
---	----

I-2-1- Les ectomycorhizes communes aux plants âgés de 1 à 2, 3 et 4 mois	48
--	----

I-2-1-a- Les morphotypes ectomycorhiziens spécifiques à chaque plant	48
--	----

I-2-1-a- Les morphotypes ectomycorhiziens spécifiques à chaque plant	48
--	----

I-2-2- Les endomycorhizes des plants âgés de 1 mois et de 2 mois	49
--	----

I-3- les plants de trois mois	51
-------------------------------	----

I-3-1- Les plants arrosés par intervalle de 5 jours	51
---	----

I-3-1-a- Les ectomycorhizes	51
I-3-1-b- Les endomycorhizes des plants	52
I-3-2-Les plants arrosés par intervalle de 10 jours	54
I-3-2-a- Les ectomycorhizes	54
I-3-2-b- les endomycorhizes des plants	55
I-4- Les plans âgés de quatre mois	58
I-4-1 - Les plants arrosés par 5 jours	58
I-4-1-a- Les ectomycorhizes	58
I-4-1-b- Les endomycorhizes	58
I-4-2- Les plantules sous régime d'arrosés de 45 jours	60
I-4-2-a- Les ectomycorhizes	60
I-4-2-b- les endomycorhizes	62
I-5- Discussion	65
Partie II : caractérisation physique des plants prélevées au laboratoire de recherche.	
I-1 - Le bilan physique	68
I-1- Hauteur et diamètre de la tige	68
I-1-1-a- Première période (5, 6 et 7 semaine de croissance)	68
I -1-1-b- Deuxième période (2, 3, et 4 mois)	69
I-2- L'analyse en composantes principales(ACP)	72
➤ Cercle de corrélation	72
➤ Plan factoriel	74
I-3- Discussion	76
Discussion générale	77
Conclusion	79

Dès le 19^{ème} siècle les mycorhizes ont fait l'objet de nombreuses études. Le mot « symbiose » fut utilisé pour la première fois par l'Allemand Frank (1877) pour qualifier la coexistence d'organismes différents. L'effet bénéfique de la mycorhize en sylviculture n'est plus à démontrer (Mikola, 1973 ; Strullu 1985,1991). Il est actuellement admis que la symbiose mycorhizienne est une association obligatoire et à bénéfice réciproque entre une racine de plante et un champignon où les avantages pour les deux partenaires devant outrepasser les coûts de fonctionnement. Ceci est vrai pour la majorité des plantes terrestres et pour la totalité des plantes ligneuses dont en particulier les arbres forestiers. C'est principalement dans la phase d'installation de l'arbre et de conditions défavorables que l'influence des mycorhizes est importante. ?

Les champignons mycorhiziens ont suscité beaucoup d'intérêts durant les vingt dernière années, à cause de leur effet favorable principalement sur l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs (Kormanik *et al* ,1982 ; Fontana, 1985 ; Strullu, 1990 ; Brundrett & Strullu ,1991). Dans la symbiose mycorhizienne, le champignon assure l'essentiel de la nutrition minérale de la plante et améliore également sa croissance par divers processus. En contrepartie, l'arbre fournis au champignon des substances carbonées simples, nécessaires à son métabolisme de base, et des substances plus complexes indispensables à sa fructification (Le Tacon & Bouchard, 1991).

D'après Meyer (1973), les conséquences néfastes de l'absence d'inoculum mycorhiziens dans un site donné démontrent le rôle important joué par les mycorhizes. L'application pratique des symbioses a été envisagée principalement en pépinière ou en champs (Strullu, 1985).

De nombreuses études ont été réalisées sur de multiples essences forestières des zones tempérées, aussi bien les feuillus, que les résineux (Strullu, 1985,1991). Dans les pays d'Afrique, la symbiose mycorhizienne a été très peu étudiée, selon Bâ (1990), plusieurs facteurs ont certainement limité l'étude de la mycorhization des essences forestières autochtones d'Afrique à savoir l'absence de données sur la sylviculture des espèces naturelles à ectomycorhizes des forêts tropicale et le manque d'informations sur l'identité des champignons indigènes associés. Quelques essais de mycorhization contrôlée ont toutefois été réalisés dans les forêts d'Afrique (Delwaulle *et al.* 1982 ; Ekwebelam, 1989 In Bâ, 1990).

En Afrique du Nord et en Algérie en particulier, des tentatives de mycorhization ont été entreprises sur le Pin d'Alep (Kadik, 1973 ; Rouchiche, 1978 ; Boughedaoui, 1984) et sur le Cèdre de l'Atlas (Nezzar-Hocine *et al.* 1991, 1994).

Les travaux relatifs à l'association mycorhizienne de genre *Quercus* sont très rares. En effet, les études concernant le statut mycorhizien du chêne afares en Afrique du Nord sont inexistantes.

Pourtant, le chêne afares est une espèce endémique et rare de cette région et d'intérêt écologique indéniable. L'objectif de ce présent travail est donc d'apporter des éléments de connaissance :

Dans un premier temps, sur le statut mycorhizien du chêne afares dans son milieu naturel ;

Dans un deuxième temps, mettre en évidence le statut mycorhizien et son apport pour la production et la croissance des jeunes plants âgés de 1 à 4 mois du chêne afares (*Quercus afares*). Pour ce faire les plants sont soumis à des conditions semi- contrôlées et à des régimes d'arrosage différents (5, 10 et 45 jours).

La présente étude est de ce fait scindée en cinq chapitres :

- Le chapitre I qui comporte une synthèse bibliographique relative au mycorhize et au chêne afares.
- Le chapitre II est consacré à la présentation de la zone d'étude et aux matériel et méthodes d'inventaire qui se présente en deux parties à savoir mesure sur terrain et expérience au laboratoire de recherche.
- Le chapitre III est consacré au traitement des données, l'interprétation et la discussion des résultats obtenus.
- Nous terminons ce modeste travail par une discussion générale et une conclusion.

I- Généralités

I-1 -Historique

Dans les écosystèmes terrestres, la symbiose mycorhizienne caractérise la grande majorité des espèces, elle existe dans la plupart des habitats actuels, y compris les plus extrêmes. Dans un article de synthèse, Le Tacon & Selosse (1994) mettent l'accent sur la place de la symbiose dans l'évolution et la colonisation des continents, ils rapportent qu'au début des années soixante-dix. Ce type d'association est considéré comme un des mécanismes essentiels de l'évolution. En effet, Le Tacon & Selosse (1994) précisent que « des entités génétiques nouvelles formées par l'addition de deux génomes préexistants ont pu raccourcir le temps nécessaire à l'un des deux partenaires pour acquérir les potentialités de l'autre pour sa propre évolution ».

Selon ces mêmes auteurs, la symbiose mycorhizienne a joué un rôle essentiel dans le passage de la vie aquatique à la vie terrestre et la colonisation des continents par les phanérogames, donc dans l'évolution. Cette symbiose a permis d'apporter les solutions aux problèmes posés par l'alimentation hydrique et minérale des végétaux au silurien (-430 millions d'années) et d'effectuer un saut macro-évolutif (Nezzar-Hocine, 1998).

Margulis (1981) a été l'un des principaux promoteurs de l'hypothèse de l'endosymbiose, c'est-à-dire l'origine symbiotique de certains organites cellulaires, les mitochondries et les plastides des cellules eucaryotes. L'avènement de la biologie moléculaire a apporté à cette théorie des arguments très convaincants, il devient aussi possible de parler de symbiose généralisée et intégrer cette théorie aux lois de l'évolution. Elle permet de donner une explication à des sauts évolutifs, qu'il n'a guère été possible de comprendre jusqu'à présent. La symbiose, c'est-à-dire la coopération entre deux structures différentes s'associant pour créer une structure nouvelle, douée de possibilités très différentes des deux structures initiales paraît être un moteur essentiel de l'évolution. Au-delà de l'additivité des propriétés initiales des deux symbioses, les deux associés évoluent conjointement et créent de nouvelles fonctions adaptées à de nouveaux milieux qui peuvent ainsi être colonisés. Le Tacon et Selosse (1994) concluent que les symbioses ont rythmé l'évolution de la biosphère et de la vie. Le Tacon *et al.* (1994) expliquent la mégamutation par addition de deux génomes préexistants permettant ainsi la création de nouveaux niveaux d'organisation capables de conquérir de nouveaux milieux. Parmi ces associations, celles regroupant les végétaux terrestres et les champignons ont permis la colonisation des continents et sont encore nécessaires aux végétaux actuels.

Aujourd'hui, le sens du terme symbiose a évolué pour n'englober que les relations bénéfiques augmentant les performances et la résistance de l'hôte à certaines conditions et circonstances environnementales. Toutefois, il apparaît que cette relation a existé, il y a 400 millions d'années (Dévonien) et a été observée sur les lames minces de Bryophytes fossilisées rappelant les mycorhizes vésiculaires et arbusculaires (Brundrett, 2002).

I-2- la symbiose mycorhizienne

Le terme « mycorhize » vient des noms grecs *mukes* (= champignon) et *rhiza* (= racine) (Frank, 1885). Les mycorhizes sont connues depuis plus de 150 ans elles ont fait l'objet de recherche sporadique jusqu'en 1960 par des précurseurs tels que Frank (1885), Melin (1927), Boullard (1957), Mosse (1980) et Harley (1969), et Strullu (1989).

Au cours des trente-six dernières années, une multitude de travaux ont clairement démontré l'intérêt scientifique des symbioses mycorhiziennes chez les espèces végétales que ce soit dans les écosystèmes naturels ou ceux aménagés par l'homme, et l'importance physiologique des mycorhizes est de plus en plus reconnue. En effet, outre la possibilité d'utilisation pratique de la mycorhization contrôlée pour la production de carpophores de champignons comestibles, les perspectives de son utilisation pour l'amélioration des productions en sylviculture, en agriculture, en arboriculture et en horticulture sont prometteuses (Zitouni, 2010). La symbiose mycorhizienne a joué un rôle essentiel dans le passage de la vie aquatique à la vie terrestre et la colonisation des continents par les phanérogames, donc dans l'évolution. Cette symbiose a permis d'apporter les solutions aux problèmes posés par l'alimentation hydrique et minérale des végétaux au silurien (-430 millions d'années) et d'effectuer un saut macro-évolutif (Nezzar-Hocine, 1998).

Les mycorhizes résultent de relations mutuellement bénéfiques et parfois obligatoires entre les racines de la plupart des plantes supérieures et certains champignons du sol appelés champignons mycorhiziennes. Elles sont pérennes, indispensables, et constituent la principale source minérale pour la majorité des essences forestières (Jonas, 1983 & Le Tacon, 1987).

En conséquence, les plantes mycorhizées se développent rapidement et mieux dans des sols peu fertiles et sans apports nutritifs externes. De plus d'autres bénéfices sont aussi très importants tels que la préservation de l'état sanitaire des plants en raison de leur résistance aux pathogènes comme ceux responsables de la fonte des semis, et une bonne homogénéité des peuplements (Newsham & Fitter, 1995).

A l'heure actuelle, c'est 90% à 95% des espèces végétales qui sont connues formant une symbiose avec des champignons (Selosse & Ratel, 1999). Dommergues et Mangenot (1970) définissent le mycorhize comme étant « un organe complexe résultant de l'association intime d'une racine et d'un champignon qui réalisent ensemble une symbiose vraie, mutualiste, une eu-symbiose ». Il s'agit de la forme de symbiose la plus répandue dans le monde végétal. (Figure 1).



Figure 1 : Représentation schématique de la symbiose mycorhizienne (Simon & Leyvan, 2002).

Selon Moïse & Eliane (2003), les champignons mycorhiziens, éléments de la population de micro-organismes de la rhizosphère, sont incapables de photosynthèse. Ils sont complètement dépendants, des substances carbonées de la plante qu'ils colonisent, ils fournissent en retour de l'azote, du phosphore et d'autres substances minérales qu'ils sont capables de mobiliser grâce à leurs connexions hyphales avec le sol. A cet effet, la symbiose mycorhizienne est activement étudiée, pour ses effets bénéfiques sur la croissance des plantes et son rôle potentiel en agriculture et forestières.

En contre partie Selosse (2000) précise que jusqu'à 40% du carbone de la plante (glucose, fructose) passe dans le champignon. Le champignon sécrète des enzymes (phosphatases et des photons) qui protège contre les parasites comme c'est présenté dans la figure 2.

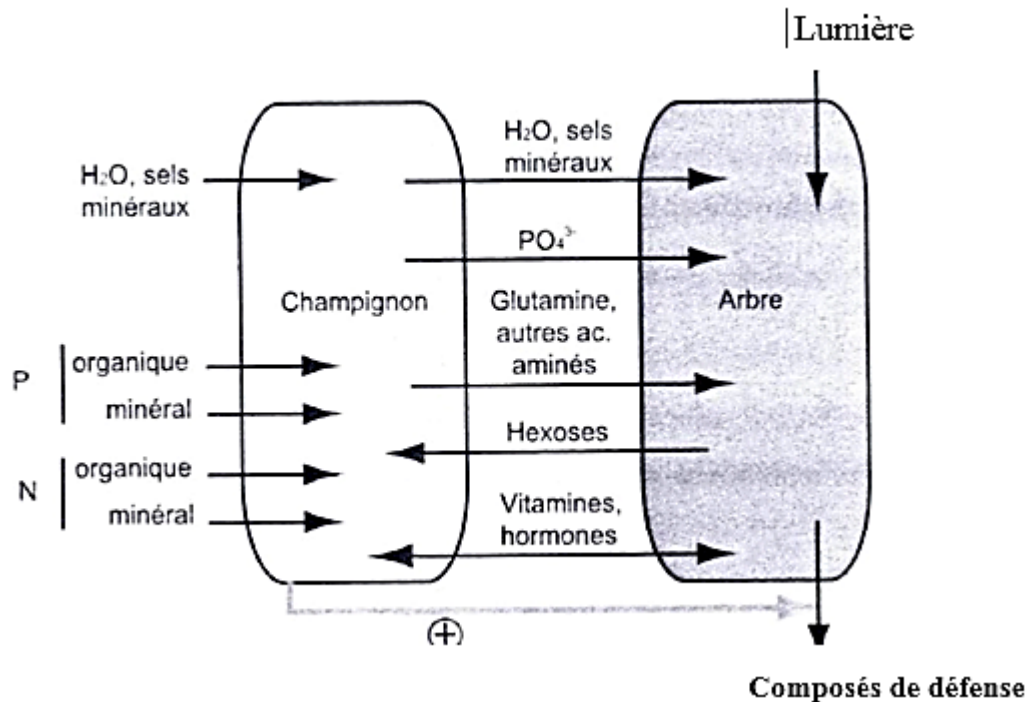


Figure 2 : Représentation schématique d'échange au niveau de la symbiose entre arbre et champignon (Selosse, 2000).

I-3- Les composants de la symbiose

Les mycorhizes est une union durable basée sur des échanges réciproques entre les racines des végétaux et certains champignons du sol, certaines espèces végétales ne peuvent croître normalement sans s'associer à un partenaire fongique (Janos, 1980 ; Gobat *et al.* 2003) (figure3). La diversité végétale est entre 220 000 et 420 000 espèces de plantes terrestres (Scotland *et al.* 2003). Selon Strullu (1991) et Norman *et al.* (1995), les racines de plus de 80% des espèces de plantes vasculaire présentes sont susceptibles de présenter des structures mycorhiziennes au sein de leur système racinaire. Plus récemment, Brundrett (2009) et Tedersoo *et al.* (2010) précisent, après un examen de plus de 10 000 espèces, en majorité des Angiospermes que des structures mycorhiziennes ont été observées chez 86% d'entre elles. La présence de mycorhizes est donc un phénomène général chez les plantes à l'exception de quelques familles comme les *Brassicaceae*, les *Caryophyllaceae*, les *Cyperaceae*, les *Juncaceae*, les *Chenopodiaceae*, et les *Amaranthaceae*, qui présentent très peu ou pas d'association mycorhizienne.

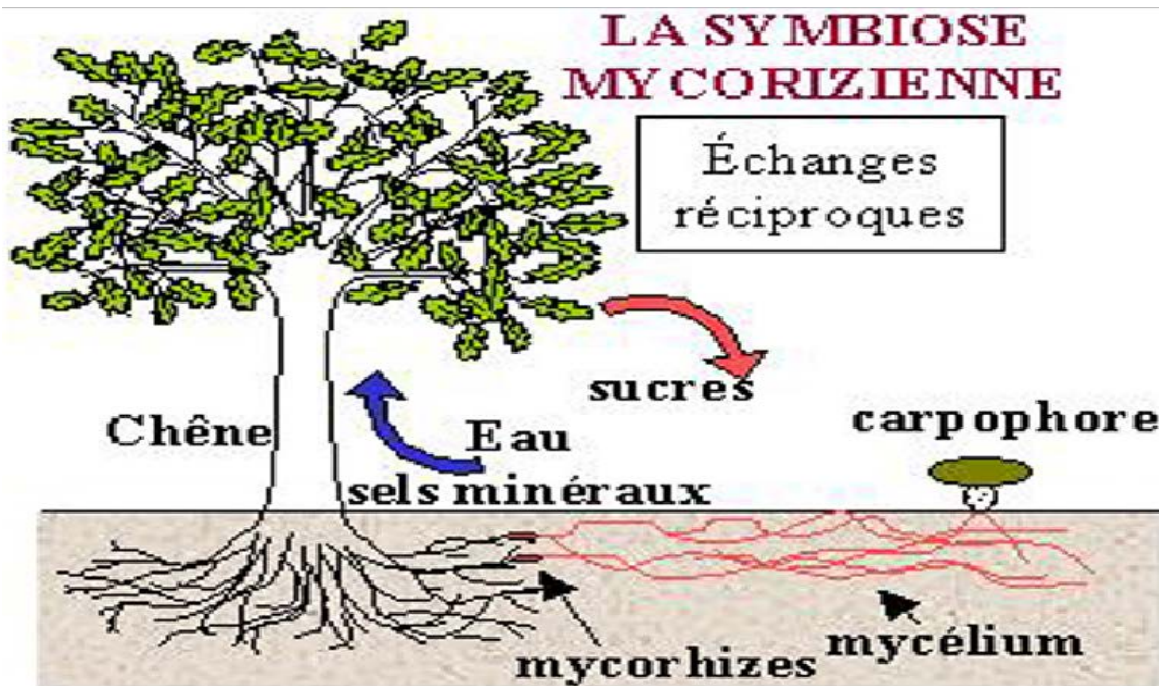


Figure 3 : Différents échanges réciproques de la symbiose mycorhizienne

(Google image, 2017).

En outre, les hyphes fongiques qui améliorent la nutrition hydrique et minérale de la plante hôte grâce à l'augmentation du volume de sol prospecté et à la production de divers enzymes extracellulaires (protéinases, phosphatases, etc.) susceptibles de mobiliser des éléments nutritifs à partir de composé complexe du sol (Mnjinath *et al.* 1989 ; Leyval & Berthelin., 1993 ; Gobat *et al.* 2003).

La diversité des champignons ectomycorhiziens est estimée entre 20.000 à 25.000 espèces (0.5 à 0.7 % de diversité fongique totale) ces symbiotes fongique appartiennent majoritairement à des Basidiomycètes et Ascomycètes et plus rarement à des Gloméromycètes (Taylor & Alexander. 2005 ; Tedersoo *et al.* 2010). La diversité des champignons ectomycorhiziens s'ait moins importante dans les régions tempérées (Tedersoo & Nara. 2010). Tout fois, ce constat serait sous-estimé, car les enquêtes restant encore relativement rares et de nombreuses espèces fongiques n'ont pas encore été identifiées dans les régions tropicale (Rivière *et al.* 2007 ; Peay *et al.* 2009).

Les Ascomycètes sont fréquemment observés chez les champignons hypogés, au contraire de Basidiomycètes qui sont épigés. Certaines champignons épigés (ex : russules, chanterelles, bolets, agarics) ou hypogés (ex : truffes) sont comestibles. Des espèces fongique telle que *Laccaria laccata* ; *Thelephora terrestris* ; *Pisolithus tinctorius* ; ... etc. sont largement présentes dans des écosystèmes forestières des régions tempérées et tropicales (Duponnoise *et al.* 2013).

I-4 Les différents types de mycorhize

Il existe trois grands types d'associations mycorhiziennes qui se traduisent par la formation d'endomycorhizes, d'ectomycorhizes ou d'ectendomycorhizes, se différenciant principalement par des critères morphologiques (figure 4). D'après Strullu(1985), 90% des plantes supérieures sont pourvues d'endomycorhizes et 5% d'ectomycorhizes. Ces associations présentent un intérêt économique important, en raison de leur présence chez un grand nombre de plantes cultivées : ectomycorhizes des essences forestières, endomycorhizes d'espèces intéressant l'agriculture, l'horticulture et la sylviculture. Même si les ectomycorhizes sont peu représentées, elles concernent surtout les essences forestières des régions tempérées boréales et montagneuses (Harley & Smith, 1983).

La présence d'ectomycorhizes chez les plantes ne signifie pas qu'elles sont ectomycorhiziennes car Certains genres et espèces peuvent être à la fois ecto-et endomycorhizens (Harley & Smith, 1983).

En effet, Payronel (1969) classe les mycorhizes suivant l'arrangement des hyphes fongiques dans les cellules corticales racinaires. Il définit trois grands types d'associations mycorhiziennes :

Les endomycorhizes, les ectomycorhizes, et les ectendomycorhizes (figure 4).

Les champignons impliqués dans ces associations sont des Basidiomycètes, Ascomycètes ou Zygomycètes (Wilox, 1993).

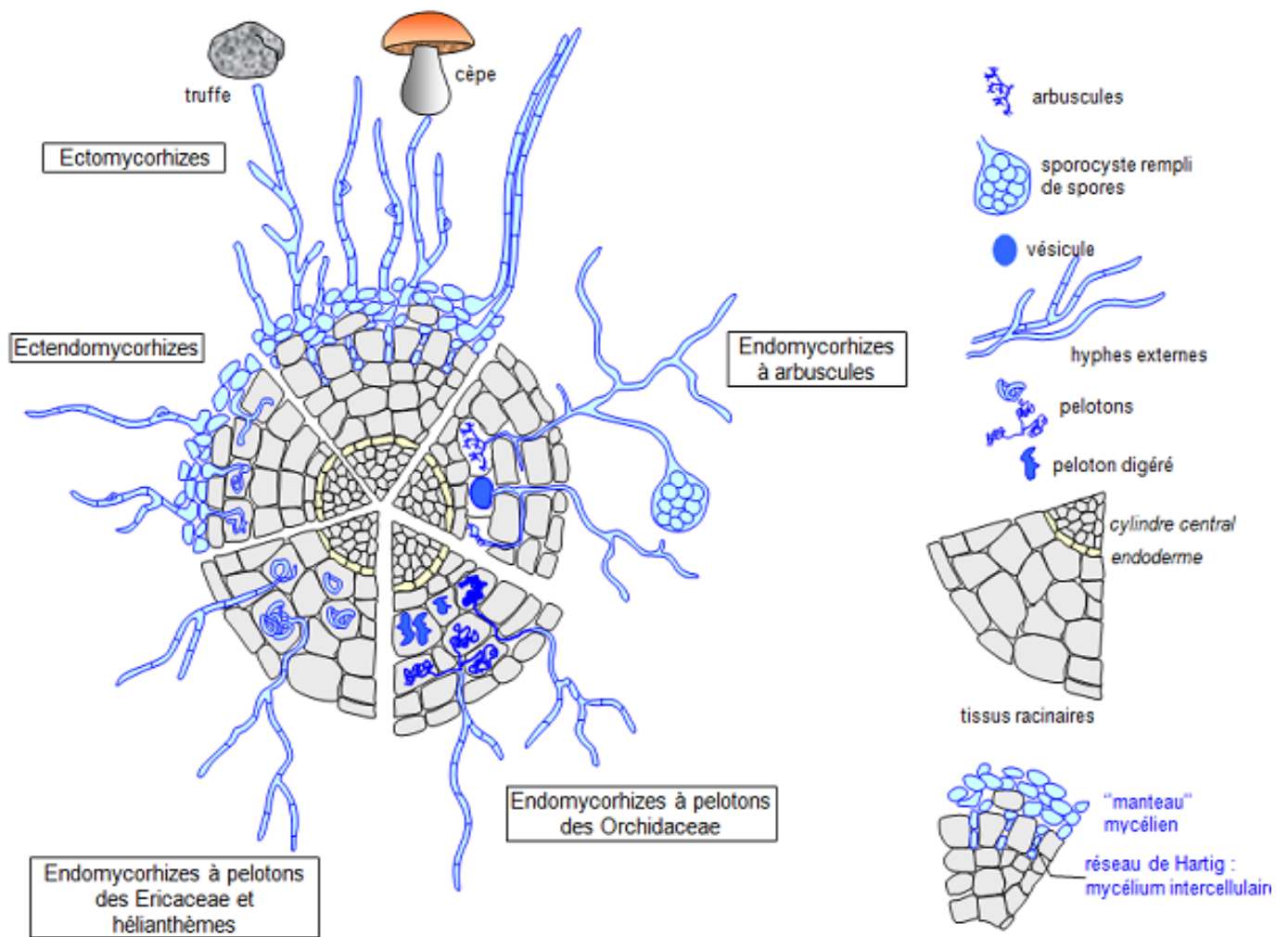


Figure 4 : Les principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale d'une racine (Le Tacon, 1985).

I-4-1- les ectomycorhizes

Selon Ratel (1999), Ce type de mycorhizes concerne 80 à 90% des plantes vasculaires et se rencontre chez une grande majorité des Gymnospermes et un grand nombre d'Angiospermes, Dicotylédones principalement Chez les espèces ligneuses forestières.

Les partenaires fongiques ectomycorhiziens sont des champignons supérieurs généralement macroscopiques Ascomycètes et surtout Basidiomycètes (Harley & Smith, 1983 ; Smith & Read, 1997 ; Fortin *et al.* 2008). L'estimation dans le règne végétale est de 5% du taxa végétal et concerne la plupart des essences forestières constituant l'essentiel de la couverture ligneuse de la zone tempérée « Abiétacées, Fagacées et Bétulacées » (Boughedaoui, 1984 ; Strullu, 1991).

L'ectomycorhization est caractérisée par un manteau fongique qui engaine la racine, pouvant se prolonger dans le sol par un mycélium extramatriciel. Les hyphes de la partie interne du manteau s'insinuent entre les cellules corticales racinaires et forment un réseau dense appelé « Réseau de Hartig » (Jacquot, 1978). Dans ce cas, le champignon ne pénètre pas dans les cellules de la racine et ses fructifications sont bien visibles à l'œil nu, autour de la racine d'où partent de multiples filaments (Boullard, 1968 ; Le Tacon, 1985 ; Gay, 1988).

Les champignons impliqués dans cette association sont principalement des Basidiomycètes et des Ascomycètes et plus rarement des Zygomycètes (Strullu, 1991 ; Davet, 1996). La détermination avec exactitude des champignons formant ce type d'association symbiotique est difficile ; le plus souvent les descripteurs se réfèrent à la couleur de l'ectomycorhizes qui dépend de la couleur du mycélium du champignon impliqué. Aujourd'hui, les nouvelles techniques de biologie moléculaires ont révolutionné cette science, et a permis d'obtenir une base de donnée d'identification des espèces impliquées dans ces différentes associations.

De point de vue morphologique, les ectomycorhizes formées sur les racines courtes peuvent être simple ou ramifiées. Dans ce dernier cas leurs distributions le long des racines de la plante connaissent de nombreuses variantes. En effet, Boullard (1968) puis Agerer (1988) ont distingué plusieurs distributions morphologiques (Figure 5):

	simple
	monopodiale-pennée
	monopodiale-pyramidale
	dichotomique
	Irrégulière, pennée à dichotomique
	coralloide
	noduleuse
	tressée

Figure 5 : Différentes forme de distributions des ectomycorhizes (www.Deemy de. 2004-2017).

- **Distribution monopodiale** : c'est une forme possédant un long axe avec des ramifications latérales situées sur le même plan.
- **Distribution pyramidale** : les mycorhizes sont de plus en plus développés en s'éloignant de l'apex de la racine longue qui les porte.
- **Distribution dichotomique** : les mycorhizes sont divisés très vite en deux, de façon répétée le long de la longue.
- **Distribution racémeuse** : nous parlons de distribution racémeuse des mycorhizes lorsqu'elles naissent ça et là, échelonnées de part et d'autre le long de la racine longue. C'est bien en effet à une grappe (racémeuse en latin) qu'il faut comparer leur ensemble.

- **Distribution coralloïdes** : les mycorhizes dans ce cas, sont le siège de dichotomiques successives et rapprochées, dont l'ensemble rappelle l'aspect d'un arbre.
- **Distribution noduleuse** : elle caractérise des racines courtes, dichotomiques ou coralloïdes regroupées sous un voile fongique faisant disparaître toute organisation, dont l'ensemble donne l'aspect d'une nodosité.

I-4-2- les endomycorhizes

Selon Ratel (1999), c'est l'endomycorhize qui fut le premier mode de symbiose permettant aux végétaux du silurien de sortir de l'eau voilà quatre cent millions d'années.

Les champignons endomycorhiziens n'étant pas spécifiques, il n'existe aucun site naturel où il y a absence d'endophytes sauf, peut-être, dans les zones tourbeuses, les dunes récentes et les dépôts morainiques (Le Tacon, 1982). Selon Strullu (1991), les endomycorhizes sont plus fréquentes ; elles se rencontrent aussi bien chez les Gymnospermes que les Angiospermes. On les rencontre avec des structures anatomiques très variées chez les plantes appartenant aux groupes botaniques les plus divers (Lanier *et al*, 1978).

Les associations endomycorhiziennes sont extérieurement peu visibles. Le champignon pénètre largement dans les cellules corticales des tissus de la racine (Davet, 1996). Le plus souvent, les radicelles infectées ne diffèrent pas par leurs aspects des radicelles normales, mais dans certains cas, elles se présentent comme les nodosités bactériennes des légumineuses (Jaquit, 1978).

Contrairement aux champignons ectomycorhizogènes, ceux qui sont endomycorhizogènes ne forment pas de manteau fongique, ni de réseau de Hartig, mais seulement des hyphes intercellulaires envoyant des suçoirs bien développés dans les cellules du parenchyme cortical de la racine. Ces champignons ne pénètrent jamais dans l'endoderme des racines, encore moins dans le cylindre central (Boullard, 1978).

Les champignons formant des endomycorhizes sont surtout des zygomycètes, exception faite des Orchidées et des Ericacées dont les champignons mycorhiziens sont respectivement des Basidiomycètes et Ascomycètes (Gianinazzi, 1982). Selon l'hôte et la morphologie des hyphes fongiques, nous avons distingué principalement deux types de complexes endomycorhiziens qui sont :

- **les endomycorhizes à pelotons** : Ce sont les mycorhizes des Orchidées (mycorhizes orchidoïde) ou des Ericaceae (mycorhizes éricoïdes) (Louche, 2009) (figure 4, c, d). Présente des hyphes cloisonnées (Strullu, 1982 ; Davet, (1996). Sont essentiellement formées par des Ascomycètes

et des basidiomycètes. Le filament mycélien pénètre dans les cellules actives et s'enroule sur lui-même pour former un peloton intercellulaire.

- **les endomycorhizes à vésicules et arbuscules** : ce sont les plus répandues car elles se forment avec 80 à 90% des espèces végétales, les champignons concernés appartiennent à l'ordre des Glomales (Zygomycètes). Les plantes endomycorhizées peuvent se ramifier en arbuscule (rôle d'échanges) ou se dilater en vésicule (rôle de réserve) (Smith & Read, 2008) (figure 4, b).

I-4-3- Les ectendomycorhizes

Les ectendomycorhizes forment un groupe particulier présentant à la fois des caractéristiques des ectomycorhizes et des endomycorhizes. Les hyphes mycéliens forment autour de la racine un manteau fongique généralement très réduit et les hyphes franchissent les parois des cellules végétales. Il y a pénétration des hyphes dans les cellules racinaires. Le réseau de Hartig reste très limité (Louche, 2009).

Selon Strullu (1991), en l'absence de données cytologiques ultra-structurales, il est difficile de décrire les ectendomycorhizes. La progression du mycélium du champignon mycorhizogène dans le cortex, d'abord intercellulaire, peut devenir intracellulaire : certains hyphes pénètrent à l'intérieur de cellules hébergeantes. Lorsque ce processus prend assez d'ampleur, on parle alors d'ectendomycorhizes (Lamier *et al.* 1976).

Ce type d'association se caractérise par la présence d'un manteau fongique, un réseau de Hartig (caractères d'ectomycorhizes) et par la pénétration intracellulaire qui est un caractère d'endomycorhizes (Gorenflot & Guern, 1989 ; Strullu, 1991). En raison de leurs caractères mixtes, ces associations sont appelées ectendomycorhizes (Davet, 1996).

Selon Durieu (1993), ce type de mycorhizes est relativement rare dans la nature et ne se rencontre que chez un petit nombre de végétaux, surtout chez les jeunes plants. Ce complexe symbiotique est exclusivement présent chez les Pinacées et surtout en pépinière (Le Tacon, 1982).

Les champignons impliqués dans ces associations ont une activité cellulitique et ligninolytique élevée. Leur fonctionnement est très différent de celui des symbioses classiques ; dans ce cas, c'est le champignon qui assure la nutrition carbonée de son hôte (Davet, 1996). Étant donné les nombreuses ressemblances avec les ectomycorhizes, les champignons qui participent à ces diverses associations ont été supposés appartenir aux mêmes groupes (Durieu, 1993).

Les champignons formant ce type d'association symbiotique n'étant pas spécifiques, ils sont aussi liés à des arbres pour former des ectomycorhizes. Ce sont des Basidiomycètes appartenant aux genres *Amanita*, *Boletus*, *Laccaria*, *Lactarius*, *Paxillus*, *Rhizopogon*, *Scleroderma* (Strullu, 1991).

I-5- Rôle physiologique des mycorhizes et bénéfices tirés par les deux partenaires (plante et champignon)

Indépendamment du type de mycorhize, diverses fonctions sont modifiées généralement par la présence des mycorhizes : l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, les activités hormonales, l'agrégation des sols la protection contre les organismes pathogènes.

I-5-1- Les bénéfices tirés par la plante

a- Absorption de l'eau

L'absorption de l'eau et des éléments nutritifs constitue la première fonction attribuée aux mycorhizes, notamment l'absorption des éléments pour la croissance des plantes car il intervient dans de nombreux processus métabolique : biosynthèse des acides nucléiques, la respiration et la régulation des enzymes, c'est aussi l'élément dont la concentration dans la plante est la plus fortement augmentée par la symbiose endomycorhizienne (Bolan, 1991 ; Smith & Read, 1997).

Cette efficacité accrue dans l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs vient d'abord de l'augmentation de la surface de contact entre le mycélium fongique et la solution du sol, les hyphes extra-radiculaires minces des champignons pénètrent dans le sol sur une large région et peuvent l'exploiter plus efficacement que les racines des plantes (Both *et al.* 1994). Beaucoup d'auteurs sont rapportent que les associations mycorhiziennes interviennent de façon efficace dans l'alimentation en eau de l'arbre (Duddridge *et al.* 1980 ; Allen *et al.* 1981 ; Sylvia *et al.* 1993).

Brownlee *et al.* (1983) confortent cette idée en constatant que la rupture des cordons mycéliens attachés aux mycorhizes cause une diminution rapide du potentiel hydrique dans les feuilles de la plante-hôte. Dans le même ordre, Park *et al.* (1983) ont démontré qu'après la rupture des cordons mycéliens, la transpiration décroît de 40% chez *Pinus sylvestris* associé à *Suillus bovinus* et chez *Betula pendula* associé à *Paxillus involutus*. Dans le même temps, la photosynthèse diminue respectivement de 30 et 20%.

L'amélioration de l'alimentation en eau se fait grâce à l'augmentation du volume de sol prospecté par les hyphes extramatriciel et les cordons mycéliens ; par ailleurs, la meilleure capacité d'absorption et de rétention d'eau par les racines mycorhizées rend les plantes qui les portent plus résistantes à la sécheresse. Goss (1960), Theodorou & Bowen (1970) ont mis en évidence la grande résistance à la sécheresse des plants mycorhizés alors que Riedaker (1976) et Mousain (1984) observent une meilleure survie des plants mycorhizés, lors de leur transplantation, par une meilleure résistance à la sécheresse.

Les hyphes mycéliens se détachent des mycorhizes avec une extension variable dans le sol ; s'éloignant ainsi des racines courtes, elles jouent un rôle non négligeable dans l'alimentation des plants grâce à leur finesse, leur permettant de s'introduire dans les pores du sol, là où les poils absorbants ne peuvent pénétrer. Dodd (1996) rapporte que le mycélium extracellulaire de *Glomus geosporum* et *G.monosporum* peut s'étendre à une distance de 6 à 9 cm de la racine. L'efficacité des souches pourrait être, au moins en partie, fonction de leur capacité à former rapidement un réseau important d'hyphes extra-racinaires.

Les champignons mycorhiziens peuvent atténuer les effets des différents stress que peut subir la plante, dont le stress hydrique. Le rôle du champignon sera donc d'une importance considérable pour le maintien des plantes des zones arides et semi-arides, pendant les premiers stades de croissance.

Ces champignons mycorhiziens arbusculaires augmentent aussi la résistance des plantes au stress hydrique (Davies *et al.* 1992 ; Subramanian & Charest, 1997). Par un signal déclenché qui peut assurer une fermeture plus rapide des stomates qui prévient une flétrissure irréversible, les hyphes ont aussi la possibilité d'acquérir d'autres minéraux peu mobiles dans le sol comme l'azote, le soufre, le calcium, le magnésium, le potassium, le zinc et le cuivre (Davies *et al.* 1992).

b- Amélioration de la nutrition minérale

Elle se traduit par une amélioration de l'absorption des éléments minéraux solubles présents en faible concentration et peu mobiles dans le sol, tels les phosphates, l'ammonium, le cuivre, le zinc (Hatch, 1937 ; Bjorkman, 1949 ; Read & Woods, 1969 ; Strullu, 1991).

C'est plus particulièrement la nutrition phosphatée qui se trouve améliorée chez la plante mycorhizée (Hatch, 1937 ; Mousain, 1989). De façon générale, les plants mycorhizés accumulent plus de phosphore que les plants non mycorhizés. Moussain (1989) cite les différentes hypothèses qui ont été avancées pour expliquer cette amélioration : les mycorhizes augmenteraient l'absorption d'orthophosphate par le système racinaire, surtout en accroissant le volume de sol exploré par les

racines (Bowen, 1968 ; Plenchette, 1982) ; les racines mycorhizées auraient un système transporteur d'orthophosphate plus efficace que celui des racines non infectées, qui augmenterait l'affinité des sites d'absorption pour cet ion (Cress *et al.* 1979).

Selon Harley (1978), le phosphore présent dans le sol est absorbé au niveau des hyphes extramatriciel et stocké dans des vacuoles des cellules du manteau, sous forme de polyphosphates. Au niveau du réseau de Hartig, le phosphore est sous la forme de phosphates solubles, forme sous laquelle il est transféré dans la racine (figure 5).

Les champignons mycorhiziens accèdent à la fraction insoluble du phosphore minéral et organique du sol par la production de phosphatases acides (Mousain, 1989). Ces champignons induisent aussi une meilleure solubilisation de certains éléments nutritifs, par exemple Lapeyrie (1991) mentionne la production, par l'ectomycorhizes, d'enzymes spécifiques qui solubilisent certaines formes de phosphore peu solubles, les rendant ainsi accessible à la plante.

Les champignons ectomycorhiziens contribuent également à l'amélioration de la nutrition azotée chez la plante-hôte de deux façons :

- Mise à disposition de la plante, par la machinerie enzymatique du champignon, de certaines formes d'azote (acides aminés, peptides et protéines) mal utilisées par la plante seul.
- Augmentation des quantités d'azote minéral (NO_3^- et NH_4^+) absorbé par le système mycorhizien.

Et selon Nouaim *et al.* (1994), la mycorhization augmente la production de matière sèche de 4,5 fois et les quantités de phosphore mobilisées de 15 fois.

c- Activités hormonales

L'action globale des hormones produites par le champignon affecte le port général de la plante, dont la croissance des parties aériennes et souvent favorisée par rapport à celles des racines, les champignons pour ainsi dire remplace partiellement les racines et cela à un moindre coût énergétique (Hamza, 2014).

d- Agrégation des sols

Les mycéliums ont la propriété d'excréter une glycoprotéine « la glomaline ». Les champignons mycorhiziens qui sont très abondants dans certains sols peuvent en produire des quantités importantes. Plusieurs études ont montré le rôle de cette dernière dans la stabilité structurale du sol (Hamza, 2014). La glomaline agit comme une colle qui assemble les particules les plus fines du sol pour en faire des agrégats dont on connaît le rôle fondamental pour la fertilité des sols, en retenant l'eau et les éléments minéraux et en favorisant les échanges gazeux et l'aération (Fortin *et al.* 2008).

e- Protection contre les organismes pathogènes et amélioration de l'état sanitaire de l'arbre

Dans la nature, les plantes sont continuellement soumises à des agressions de la part des bactéries, des champignons, des nématodes, des insectes.

Il a été prouvé expérimentalement que les plantes inoculées avec des champignons mycorhiziens à arbuscules sont plus résistantes aux attaques de champignons pathogènes et l'exposition à des toxines du sol (Fitter, 1991 ; Moser & Haselwandter, 1983 ; Schtiepp *et al.* 1987).

Ces champignons mycorhiziens peuvent intervenir de deux façons et à deux endroits pour protéger les racines contre les champignons pathogènes : i) dans la rhizosphère et ii) dans les tissus racinaires.

A l'échelle de la rhizosphère et surtout de la mycorhizosphère, l'espace entourant immédiatement la mycorhize, les micro-organismes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme, ce qui a pour effet d'établir une flore microbienne diversifiée et équilibrée. Dans cet environnement, les propagules des champignons pathogènes ne parviennent pas à proliférer et leur nombre reste toujours relativement faible. Le second mécanisme permettant aux plantes mycorhizées de mieux résister aux maladies. Il est lié à des modifications des activités physiologiques dans la racine. Les plantes agressées par un agent pathogène réagissent en produisant des substances antibiotiques contre ces organismes (Fortin *et al.* 2008).

Plusieurs auteurs signalent une diminution des dégâts dus aux agents phytopathogènes par les champignons mycorhiziens qui participent à l'élimination de substances toxiques formées lors de la désinfection des sols par la chaleur (Lanier *et al.* 1976) ; Zak, (1971) suggère l'éventualité d'une atténuation par ces organismes des effets des phytotoxines naturelles.

Les champignons mycorhiziens peuvent être exploités comme agents biologiques contre les maladies racinaires au niveau de pépinières (Hoge *et al.* 1995). En effet diverses maladies des racines peuvent être considérablement atténuées par certains champignons mycorhiziens (Duchesne *et al.* 1988). Marx (1970, 1973) a cité les exemples de *Pisolithus tinctorius* qui s'est montré efficace *in vitro* et

in vivo contre *phytophthora cinnamomi*, sur *Pinus echinata* et *Pinus taeda*, tout comme *Thelephora terrestris* a été actif contre *P.cinnamomi* sur *P.echinata*, *P. tinctorius* et *Cenococcum graniforme* ont également manifesté une protection contre *Phytophthora spp.* Sur *Pinus clausa*.

L'association ectomycorhizienne favorise un certain nombre d'échanges entre le sol, le champignon et la plante-hôte. Généralement, le champignon améliore la nutrition minérale et stimule la rhizogénèse de la plante-hôte ; celle-ci approvisionne le champignon en carbone et permet le développement d'espèce strictement mycorhiziennes (Mousain, 1984).

f- Production des hormones de croissance

Les travaux de Gay (1978, 1988), de Gay & Gea (1994) ont montré, chez les plantes mycorhizées, une augmentation des quantités de hormones, telle que les gibbérellines, auxines, cytokinines. Les substances de croissance produites par les champignons mycorhiziens peuvent favoriser le développement des systèmes racinaires. Selon Allen *et al.* (1980), les champignons mycorhiziens produisent aussi des cytokinines, des phytohormones qui peuvent affecter la morphologie des racines et plus généralement le métabolisme des plantes (Gay, 1986).

g-Tolérance aux métaux lourds et au calcaire

La mycorhization limite la diffusion des métaux lourds vers les parties végétales. Ce phénomène est dû au fait que les champignons ont la capacité de filtrer et d'accumuler certains métaux lourds.

De nombreux travaux témoignent aussi d'une meilleure résistance des plants mycorhizés (Clement *et al.* 1977), et d'une tolérance à certains oligo-éléments, comme le cuivre et le zinc (LeTacon. 1976). Piou (1977) a montré par son expérience que la tolérance au calcaire, notamment chez le cèdre et le pin, est liée à leur mycorhization.

h- Tolérance aux températures extrêmes et au pH défavorable

La présence de certains champignons mycorhiziens au niveau des racines permet aux plants de tolérer des températures extrêmes. Marx & Brayan (1975) ont montré la résistance de plantules de pins mycorhizées par *Pisolithus tinctorius* à la température de 47°C.

En plus des différentes actions qui viennent d'être décrites (amélioration de la nutrition de la plante, résistance à différents stress, production de substance de croissance, résistance aux hautes températures), les champignons peuvent avoir d'autres effets bénéfiques moins connus que ceux qui interviennent directement dans la nutrition des plantes, comme l'augmentation de l'assimilation du CO₂ par des douglas inoculés avec *Laccaria bicolor* (Guehl & Garbaye, 1990).

I-5-2- Les bénéfices tirés par le champignon

La formation des mycorhizes et le fonctionnement de la symbiose sont fortement liés à l'apport du carbone en provenance de la plante-hôte. Le carbone est fourni par la plante sous forme de saccharose, de glucose et de fructose (Francis & Read, 1994) (figure 5).

Selon Jordy (1996), les composés carbonés produits par le végétal se retrouvent dans le manteau fongique interne, essentiellement sous forme de mannitol et de glycogène.

La concentration en sucres solubles dans la racine est un facteur déterminant dans la formation d'ectomycorhizes, de la croissance du mycélium végétatif et du développement des carpophores (Harley, 1969 ; Marx *et al.* 1977). Le métabolisme des composés carbonés provenant de la plante-hôte contribue essentiellement à :

- La fourniture de substrats énergétiques qui vont assurer l'absorption et le transport des ions minéraux par le mycélium et les cellules de la racine.

La constitution de la source squelette carbonés et de pouvoir réducteur pour la biosynthèse des composés cellulaires indispensables aux tissus mycorhiziens (acides aminés, glucides...) (Martin *et al.* 1987).

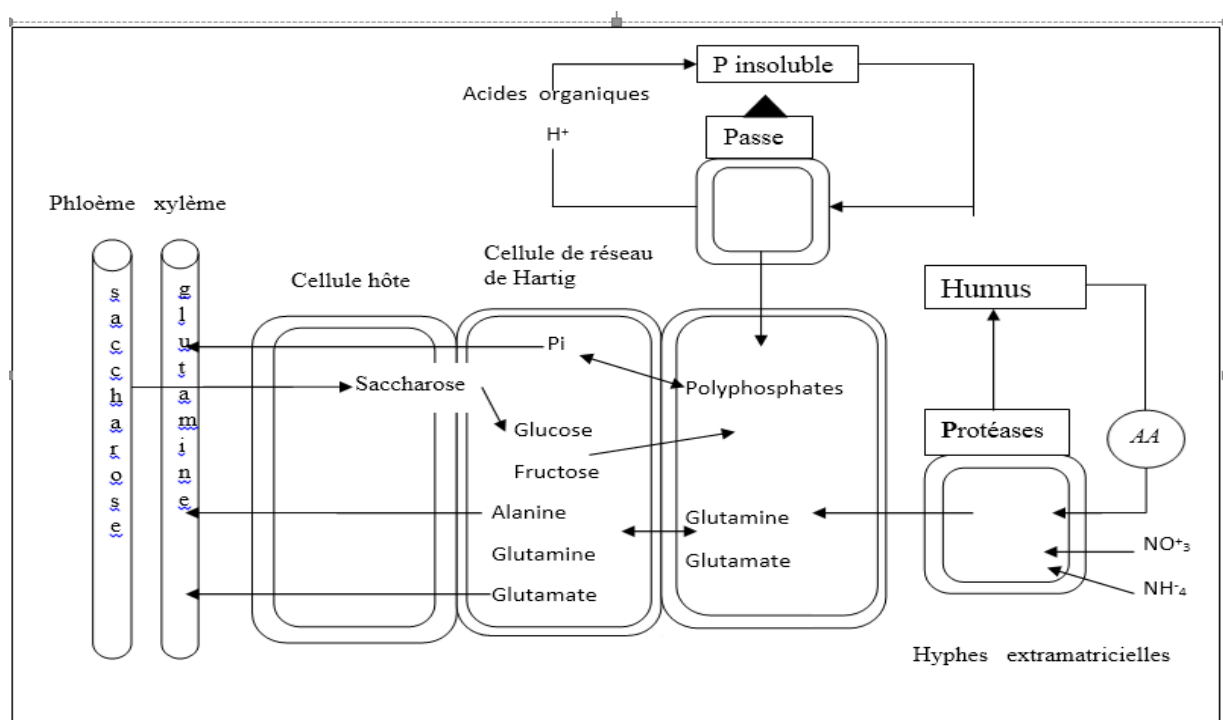


Figure 6 : Représentation schématique des différents échanges nutritifs entre l'hôte et le champignon (Bousquet, 1987).

I-5-3/ Rôle des mycorhizes dans le maintien de l'équilibre des écosystèmes

Les associations mycorhiziennes jouent un rôle clef dans le fonctionnement et la stabilité des écosystèmes terrestres en intervenant fortement dans les mécanismes régissant l'évolution spatio-temporelle des écosystèmes. En effet, la présence de plantes supportant déjà des structures mycorhiziennes a été décrite comme un moyen très efficace pour assurer la régénération de l'espèce végétale en facilitant notamment l'infection des jeunes plants et en conséquence leur survie, dans des conditions du milieu souvent hostiles (Simard & Durall, 2004). Les champignons mycorhiziens favorisent la coexistence entre plusieurs espèces végétales, améliorant ainsi la productivité et la biodiversité végétales dans ces écosystèmes (Vander Heijden *et al.* 1998 a, b ; Gobat *et al.* 2003 ; Hart *et al.* 2003 ; Silvertown, 2004 ; Sanon *et al.* 2006 ; Kisa *et al.* 2007). Certains auteurs ont montré qu'il existait un transfert de métabolites *via* des ponts mycéliens créé par le réseau d'hyphes connectant plusieurs plantes de la même et/ou d'espèces différentes (Robinson et Fitter, 1999 ; Gobat *et al.* 2003 ; Yao *et al.* 2003 ; Simard & Durall, 2004). Par ailleurs, les associations mycorhiziennes sont fortement impliquées dans la dynamique des successions végétales. En début de succession, marquées par une pauvreté du sol en propagules mycorhiziennes, ce sont les espèces végétales qui dépendent peu de cette symbiose qui s'installeront. Par la suite, avec l'enrichissement du sol en structures mycorhiziennes et son appauvrissement en éléments nutritifs, les espèces présentant une mycotrophie plus importante leur succéderont avec une forte corrélation positive entre les biodiversités fongique et végétale (Reevzs *et al.* 1979 ; Janos, 1980 ; Vander & Heijden *et al.* 1998 a ; Hart *et al.* 2003).

II- Généralités sur le chêne afares (*Quercus afares*)

Le chêne afares est considéré comme une espèce endémique numidienne : Afrique du nord (Algérie et Tunisie) (Quezel & Santa, 1962). Il est une espèce qui occupe les montagnes humides (800 à 1500 mm/an), supporte la chaleur et le froid. A caractère calcifuge, il exige des sols non calcaire et pousse principalement sur des grès numidiens, son étage optimal se situe entre 600 et 1500 m d'altitude. L'hétérogénéité biogéographique et climatique de la région méditerranéenne a permis l'apparition de nombreux genres endémiques (Quezel, 1976) tel que : *Abies*, *Cedrus*, *Pinus*, *Quercus*.

En Algérie, les forêts caducifoliées sont essentiellement représentées par le chêne Zéen et le chêne afarès (Quezel, 1956). Cependant, le chêne afares (*Quercus afares*) est une espèce endémique d'Algérie. Selon Pomel (1933), il recouvrait environ 10 000 ha en Kabylie et à l'est de l'Algérie (Jijel, Guelma, et Souk Ahras) c'est un arbre de 1^{ère} grandeur (il peut atteindre 25 à 30 m de hauteur). Le chêne afares est décrit, pour la première fois, par Pomel (1874) comme un hybride entre le chêne zeen (*Quercus mirbeckii*) et le chêne liège (*quercus suber*), et classe cette espèce comme suit : Règne : Plantae ; Sous-règne : Tracheobiophyta ; Division : Maynoliophyta ; Embranchement : Angiosperme ; Sous-embranchement : Dicotylédones ; Classe : Magnoliopsida ; Sous-classe : Hamamelidae ; Ordre : Fagale ; Famille : Fagaceae ; et de Genre : *Quercus*.).

Il est une espèce à feuille caduque, dentées, avec une écorce qui ressemble à celle du chêne liège mais son liège est sec. Il fructifie à partir 20ans, son bois est caractérisé par un retrait axiale de 0.15, un retrait tangentiel 9.65 et un retrait radial de 5.17 et un retrait volumétrique totale de 18.41 (Dautrebande, 1989). Il est utilisé pour la menuiserie, c'est un bon combustible (Chaba.1987).

L'aire de répartition géographique est très limitée s'étend de la frontière tunisienne au méridien de Cherchell. C'est avant tout un arbre montagnard bien qu'on le retrouve à El-Milia exceptionnellement à 200m d'altitude (Boudy, 1950). En réalité, tous ses peuplements sont au-dessus de mille mètres et il constitue dans sa station un étage de végétation supérieur à celui du chêne Zéen (Boudy, 1950).

D'après Quezel (1956), le chêne afares peut se localiser sur les crêtes exposées aux vents et à sols peu profonds, il participe tout comme le chêne Zéen à la construction de groupement forestier climacique dans la zone moyenne de l'étage méditerranéen humide dans le secteur numidien. Il est une espèce xérophile et résistante aux vents. Il présente de groupements plus évoluées que ceux du chêne Zéen qu'il domine sur les versants secs et les sols peu profonds (Quezel, 1956, Boudy, 1950).

Au niveau de la wilaya de Tizi-Ouzou (milieu de notre étude), le chêne afares abonde sur quelques lignes de crête. Les versants Sud-Ouest et les zone limitrophes des vides forestières même en exposition Nord caractérisées par des sols plus au moins argileux, le plus souvent, il est situé au-dessous de 1250m d'Altitude. Les peuplements purs occupent environ 15% de la forêt de l'Akfadou est sont localisées le long des lignes de crêtes.

Ecologiquement, Le chêne afares est en mélange avec le chêne Zéen à la limite supérieure de l'aire de ce dernier. Il forme des peuplements purs dès-que les conditions écologiques (altitude et /ou sécheresse du sol) sont moins favorables aux chênes Zéen. Il est de caractère héliophile beaucoup plus marqué que le chêne Zéen. Il n'a pas de tendances d'envahissement, il se régénère bien par rejets de souches, par drageons et par semis (Boudy, 1950).

Selon Laribi (2000), Le chêne afares est une essence très sociable, vit en mélange avec certains espèce arborescentes dont on peut citer *Quercus canariensis*, *Quercus suber*, *Quercus ilex*, *Acer obtusatum* *Sorbus torminalis* et *Prunus avium*.

Il se développe dans l'Akfadou sur sol peu profond où affleurent les argiles sous-numidiennes surtout entre 1000 m et 1300 en bioclimat humide frais, au mesomediterranéen supérieur, sur les versants les plus secs. Les caractéristiques différentielles sont : *Galium tunetanum*, *Lens lenticula* var, *madrocalycina*, *Phlomis bovei*, *Centaurea amara subsp, angustifolia* (Laribi, 1999).

Le chêne afares en Algérie est très peu étudié car peu de travaux ont porté sur la partie centre dont on peut citer l'exemple de la région d'Akfadou en Kabylie, où parmi les travaux qui ont été réalisés. Nous citons principalement ceux de Messaoudene (1986 et 1989) sur la dendroécologie, Oudjiane (1996) sur le comportement hydrique estivale et Laribi (2000) qui s'est intéressé à l'aspect phytosociologique de la chênaie caducifoliée ...etc.

I- Zone d'étude

La station de Bouchouled située dans la forêt de Béni-Ghobri qui se compose essentiellement de peuplement de chêne Zéen (*Quercus canariensis*) et de chêne afares (*Quercus afares*) de chêne liège (*Quercus suber*). Elle est rattachée administrativement à la Wilaya de Tizi-Ouzou. (Figure7)

La zone d'étude se situe dans la partie centrale de l'atlas tellien dont les coordonnées géographiques sont : 36° 48' 57,30'' Nord et 4° 31' 03,29'' Est. Elle relève de sous-secteur phytogéographique de la grande Kabylie. Zone montagneuse à relief très accidenté, elle consiste une suite de ligne de crête qui prolongent la chaîne littorale et du Djurdjura, qui se rejoignent à l'extrémité Nord-est du massif (Gelard, 1979).

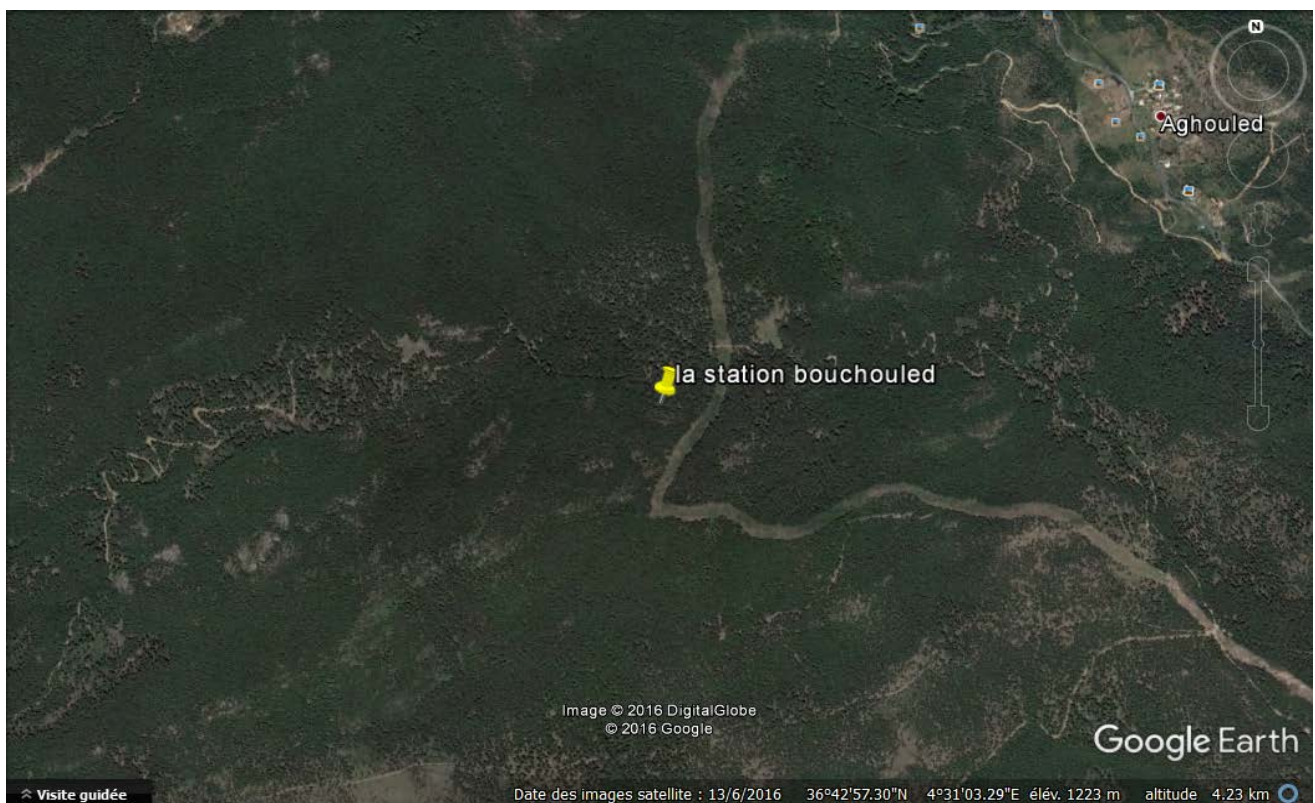


Figure 7 : Image Satellitaire de la zone d'étude Bouchouled la forêt de Béni-Ghobri
Google Earth (2016).



Figure 8 : La station de bouchouled la forêt de l'Béni-Ghobri.

Du point de vue édaphique, le sol est brun et lessives, issus des grès numidiens, généralement frais et profonds. Dans cette région d'étude, ces sols sont des plus répandus sur les argiles sous-numidiennes, se développent sur des sols soumis à une hydromorphie temporaire (Durant, 1959). Sur le plan bioclimatique le massif s'inscrit dans l'humide tempéré au per-humide frais.

II- Matériels & Méthodes

a) Le terrain

Un échantillonnage subjectif a permis de réaliser des prélèvements autour de seize arbres au niveau de la station de Bouchouled. Le choix des arbres s'est basé sur l'âge. Le plus gros diamètre des arbres ont subi des carottes aux tarières de Pressler. Sur les arbres de petits diamètres, nous avons mesuré le diamètre afin d'éviter tous effet néfaste de la tarière sur l'état Sanitaire des individus.

Autour de chaque arbre, quatre prélèvements de sol et de racines sont effectué à une distance de 01 à 1.5 mètre du tronc sous le houppier de l'arbre et à une profondeur de 20 à 30 centimètre. Au total, 64 échantillons de sol et racines sont collectés. Les mottes de terre contenant les racines sont mises

dans des sachets en plastique étiquetés et sont transportés au laboratoire puis conservés au réfrigérateur à une température de 4°C pendant la durée de l'étude.

Pour la détermination de l'âge des arbres, des carottes sont prélevées sur un angle droit par rapport à l'axe de tronc, à une hauteur de 1.30m du sol à l'aide de la tarière de Pressler. Elles sont polies avec un papier verre afin de distinguer et compté les cernes à l'aide d'une loupe binoculaire. Chaque cerne correspond à une année de croissance.



Figures 9 et 10 : Extraction d'une carotte à l'aide d'une tarière de Pressler.

Figures 11 et 12 : Protocole de comptage des cernes.

b) Le laboratoire

Dans un premier temps, nous avons réalisé l'inventaire de la communauté mycorhizienne du chêne afares dans son milieu naturel. Cette étape consiste à décrire les mycorhizes observés sur les racines des arbres collectées sur terrain.

Dans un deuxième temps, nous avons réalisé un essai de production de plants sur sol de la station Bouchouled en présence d'un inoculum naturel.

Après la récolte des glands de chêne afares stratifié et conservé au réfrigérateur à 4° c, les glands sont placés dans des pots à sol humide pour favoriser la germination.

Elles sont en suite semées directement à partir de début février, dans des pots remplis d'un substrat constitué de terre sous chêne liège de la forêt de Taksebt (1/2) et chêne afares de la forêt de Bouchouled (1/2). Il s'agit d'un substrat limono-sableux non calcaire.

Par le biais d'un échantillonnage en bloc aléatoire, une série de dix pots sont disposé en deux blocs égaux (5/5) figures (13, 14). Dans chaque pot dix glands sont déposés délicatement. Un bloc est arrosé par intervalle de 5 jours pendant deux mois et le deuxième bloc est arrosé tous les dix jours pendant les premiers mois puis laissé sans arrosage pendant 45 jours (la dernière période) afin d'induire un stress hydrique. Les plants demeurent jusqu'à 4 mois en pots au niveau de laboratoire de recherche.



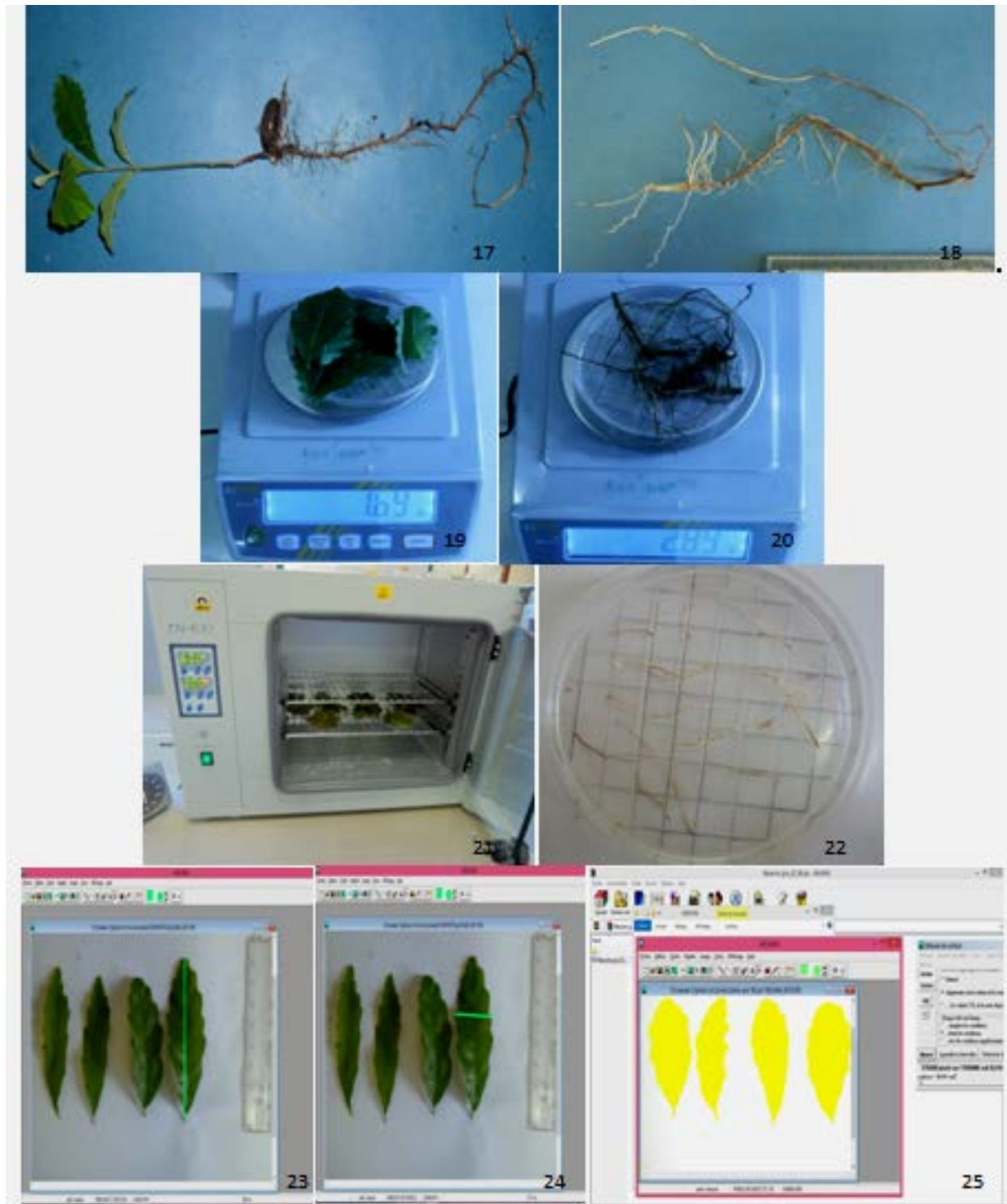
Figures. 13 et 14 : Protocole expérimentale des semis en pots.

II-1 Paramètres physiques

Chaque mois (2 ; 3 ; 4 mois), nous avons suivi la mycorhization des plants et leur croissance en fonction de différents régime d'arrosage. Nous avons mesuré la hauteur (H), le diamètre (D), et peser la biomasse racinaire (BMR), la biomasse aérienne (BMA) ; des feuille (BMAF) ; de la tige (BMAT) et la matière sèche (MS) (feuilles et tige séchées à l'étuve à $T^{\circ}=60^{\circ}\text{C}$ pendant 72h). La longueur et la largeur et la surface foliaire des feuilles sont obtenues par l'utilisation pour la première fois du logiciel MESURIM.

Nous avons prélevé des plants au hasard toute durant la période de la mi-mars à la fin mai. Nous avons ainsi effectué le suivi de la mycorhization de plants âgés respectivement de 1 et 2 mois de culture. Les systèmes racinaires entiers d'une cinquantaine et plus de plants sont examinés à la loupe (pour observer les racines ectomycorhizées (REM), endomycorhizées (RAM), et dénombrer les taux de colonisation(RM) ainsi celles non mycorhizées (RNM) suivant une adaptation de la méthode d'intersection de Giovanett & Mosse (1980). Cette méthode consiste à étendre les racines à boîte de pétri munie de quadrillage de 1 cm (figure. 22). A l'aide d'une binoculaire, les racines qui croisent l'une des lignes de quadrillage sont observées à fin de déterminer si elles sont mycorhizées ou non au niveau de l'intersection (Martin, 1998).





Figures 15-25 : Les différents paramètres mesurés sur une plantule ; Fig.15 : Mesure de diamètre des plants de chêne afares à un mois ; Fig.16. Mesure de la hauteur des plants ; Fig.17 : Un plant de deux mois de chêne afares ; Fig. 18 : Le système racinaire d'un plant à l'âge de deux mois ; Fig.19 : Pesée de la biomasse aérienne (tige+ feuilles) de la plante ; Fig. 20 : Pesée de la biomasse racinaire ; Fig.21 : Le séchage (matière sèche) de la biomasse aérienne dans un étuve à 60°C pendant 72h ; fig. 22 : 20cm de racines dans une boîte de pétre à fin de calculé le taux de mycorhization ; Fig. 23-25 : Mesure de la largeur, la longueur des feuilles et la surface foliaire avec MESURIM.

II-2 Etude du statut mycorhizien du chêne afares

Pour observer les mycorhizes, il faut d'abord laver les racines délicatement pour les débarrasser des particules du sol sans altérer leurs morphologies. Les mottes de terre collectées sont mises à tremper dans de l'eau afin d'éliminer les particules de sol des racines courtes.

La mise en évidence de l'existence des ectomycorhizes peut être effectuée à l'œil nu sans aucun grossissement. Tandis que la description détaillée est faite à la suite d'observation sous la loupe binoculaire selon les caractères morphologiques de Agerer, (1991).



Figure 26 : Les racines de chêne afares.

Figure 27 : Lavages des racines prélevées des arbres de chêne afares.

Les racines sont mises dans des boîtes Pétries puis immergées dans de l'eau et sont observées à la loupe binoculaire. Les ectomycorhizes sont classées selon la couleur, la forme, la taille, la présence ou l'absence du mycélium extramatriciel et la présence ou l'absence de rhizomorphes.

Toutes les mycorhizes déterminées sont isolées et conservées dans un fixateur le FPA constitué de : Formol (3%), Acide propionique (5%) et Ethanol à 70° (96%).

Dix huit morphotypes d'ectomycorhizes communs au stade semis et adulte sont sélectionnés pour la réalisation des coupes transversales à main levée.

Ces coupes sont colorées au bleu de lactophenol, et sont montées entre lame et lamelle pour des observations et des descriptions au microscope optique aux grossissements 100 et 400.

L'observation des structures endomycorhiziennes se fait par un traitement préalable des racines selon la méthode PHILLIPS et HAYMAN (1970). Les racines sont éclaircies et vidées par une solution de potasse à 10%. Et sont rincées à l'acide lactique durant 5mn. Elles sont ensuite mises dans du bleu de Trypon pour une coloration. Les racines sont rincées et conservées dans le lactoglycérol sur lame et lamelles puis observées au microscope optique aux grossissements 100 et 400 dans une goutte de glycérine.



Figures 28-32 : Les différentes étapes de l'étude mycorhizienne ; Fig. 28-29 : Racines préparées pour l'observation sous une loupe binoculaire ; Fig. 30 : Une lame contient des coupes d'une ectomycorhize isolé ; Fig.31 : Les trois lames contiennent des racines à fin de décrire et compté les structures endomycorhizienne sous un microscope ZEISS figure 32.

Partie I : Etude de la mycorhization chez les arbres adultes et les petits plants de *Quercus afares*.

Le cortège ectomycorhizien et endomycorhizien du chêne *afares* est à notre connaissance peu connu voir jamais étudié. Pour cela, nous avons tenté de déterminer et de caractériser l'association mycorhizienne de *Quercus afares* Pomel. Dans son milieu naturel. Une étude morpho-anatomique des racines de seize arbres collectés dans le canton de Bouchouled par le biais d'un échantillonnage subjectif (Tableau 1) a été réalisée.

Tableau. 1 : caractéristiques des arbres concernés par l'étude.

Arbre	Age (an)	Diamètre (cm)
1	79	—
2	72	—
3	5-10	5.8
4	5-10	4.7
5	10-20	8.1
6	10-20	7.2
7	5-10	5
8	5-10	5
9	111	—
10	5-10	6.2
11	5-10	4.7
12	62	—
13	110	—
14	53	—
15	61	—
16	96	—

I-Description des mycorhizes

I-1- Les mycorhizes des racines des arbres adultes

L'observation des racines de *Quercus afares* de la station de Bouchouled, a permis d'inventorier cinquante-sept morphotypes d'ectomycorhizes d'aspect et de couleur très varié. Les EcMs observées ont présenté différentes distributions à savoir : non ramifiées, monopodiale-pyramidal, monopodiale pennées (simple), coralloïdes, tuberculées et irrégulière, avec un mycélium extramatriciel soit absent soit plus au moins développé.

I-1-1- Le statut endomycorhizien de l'Afares

L'analyse des racines de différents arbres de l'Afares a permis de noter l'absence de la colonisation endomycorhizienne au niveau des racines des sujets adultes.

I-1-2-a- Les morphotypes ectomycorhiziens communs à l'Afares en peuplement naturelle

EcM 1 : un morphotype qui se présente sous forme monopodiale, ramifiée, de couleur marron avec des extrémités arrondies. Les rhizomorphes sont fréquents de type exploratoire moyenne et/ ou longue distance et bien structuré de couleur claire (fig. 33). Le manteau présente une texture granuleuse avec une structure plectenchymateuse de type A. Le réseau de Hartig est épi-épidermal et un allongement de la première couche de cellule corticale est observé (34, 35, 36)

EcM 2 : est de type exploratoire de courte distance. Elle présente une forme simple, non ramifiée de couleur marron mate. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig.37). Le manteau possède une texture granuleuse. Il est épais de type pseudo-parenchymateux bien serrés et plus lâche dans sa phase externe. Le réseau de Hartig est sur une seule couche de cellules corticales allongées (fig. 38, 39).

EcM 3 : cette ectomycorhize est de forme irrégulière, de couleur marron luisante qui atteste de son caractère hydrophile. Elle présente des pointes sinueuses. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig.40). Le manteau est de structure plectenchymateuse de type B. Le réseau de Hartig est para-épidermal sur deux couches avec début d'allongement de la première assise de cellule corticale. Nous avons noté la présence d'une couche de tanins (fig.41, 42).

EcM 4: elle est de forme irrégulière et de couleur verte luisante attestant de son caractère hydrophile. Elle présente des pointes courbées et arrondies (fig.43). La phase extramatricielle est peu abondante à denses ficelles. Le manteau est de structure interne plectenchymateuse de type D et externe pseudo-parenchymateuse de type K. Le réseau de Hartig est de type E sur une seule couche de cellules corticales (fig. 44).

EcM 5 : est de forme simple ramifiée, sinueuses de couleur marron à denses ficelles (fig. 45), avec aspect externe de manteau fongique pseudo-parenchymateux peu abondant de type L et interne plectenchymateux de type D. Elle présente des rhizomorphes abondant (fig.46, 47).

EcM 6 : est de morphotype de forme simple non ramifiée longue et de couleur beige, à extrémité perlées. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig.48). Le manteau est transparent, de texture externe lisse. Il présente une structure interne plectenchymateuse lâche et externe pseudo-parenchymateuse de type L. Le réseau de Hartig est sur une couche de cellule allongée, para-épidermal de type E avec la présence d'une couche de tanins (fig. 49, 50)

EcM 7 : de couleur noir et forme irrégulière à extrémité sinueuses et perlée (fig.51). Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Le manteau fongique à structure externe granuleuse peu épais et de type pseudo-parenchymateux de type L et plectenchymateuse interne de type A (fig. 53, 54). Nous avons noté la présence de cyctides. Le réseau de Hartig est sur une seule couche de cellules corticales de type para-épidermal avec un allongement des cellules (fig.52).

EcM 8 : elle est de couleur marron matte de distribution pyramidale. Le mycélium extramatriciel est peu abondant présentant des rhizomorphes de type moyenne distance (fig.55). Le manteau est épais de structure plectenchymateuse de type G. Le réseau de Hartig profond sur une deux à trois couches des cellules corticales de type épi-épidermal de type cenocococide (fig. 56, 57, 58).

EcM 9 : est un morphotype qui se présente sous forme simple non ramifiée de couleur marron. Le mycélium extramatriciel laineux et très abondant, présente un rhizomorphes à moyen distance (fig. 59). Le manteau est épais à structure pseudo-parenchymateuse de type M (fig. 60, 61).

EcM 10 : correspond à une ectomycorhize de forme monopodiale-pennés, de couleur grise, à pointes perlées (fig. 62). Le manteau externe est de texture cotonneuse. La phase extramatricielles est très abondant, présente une structure plectenchymateuse de type A. le réseau de Hartig est épi-épidermal sur deux couche de cellules corticales. Un allongement de la première couche de cellule corticale est observé (fig. 63, 64). Il possède des rhizomorphes de moyen distance.

EcM 11 : de couleur marron clair, de distribution non ramifiée. Possède des rhizomorphes, présente une phase extramatricielle peu abondante (fig.65). Le manteau fongique est pseudo-parenchymateux épais de structure externe de type I et K, et interne plectenchymateux de type B. le réseau Hartig est observé sur deux couches de cellules corticale de type M et L, la première couche est allongé (fig. 66).

EcM 12 : simple de couleur noir avec des hyphes cloisonnés, épais et très fréquents. Elle présente une phase extramatricielle très abondante (fig.67). Le manteau est de structure plectenchymateuse de type cenocococide (fig. 68, 69, 70).

EcM 13 : est un morphotype simple à ramifié, linéaire, épais de couleur beige, longue. Il présente des extrémités arrondies. Le manteau est de texture laineuse. La phase extramatricielle en toile d'araignée

(fig.71). La structure de manteau est plectenchymateuse de type D. présence des ornements de type E. le réseau de Hartig, para-épidermal, est sur deux couches de cellules corticales (fig.72, 73, 74).

EcM 14: elle est de distribution pyramidale à extrémités sinueuses, de couleur noir. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, possède des rhizomorphes à moyen distance (fig.75). La coupe révèle un manteau très épais pseudo-parenchymateux ornementé. Le réseau de Hartig se trouve sur une seule couche de cellule corticale (fig. 76, 77).

EcM 15 : présente une couleur beige à jaune, de forme simple non ramifié, pointes courbées, aspect lisse ne présente pas de rhizomorphes. La phase extramatricielle présente une texture externe laineuse (fig.78). Le manteau fongique a une structure épaisse et plectenchymateuse lâche sur ces deux phases (internes et externes), de type I. Les ornements sont de type M et N. le réseau de Hartig se trouve sur une seule couche par fois deux de cellule corticale de type L (fig. 79, 80, 81).

EcM 16 : correspond à un morphotype simple non ramifiée de couleur noir non. Elle est fine à la base et à extrémité bombée et grande que la base (fig. 82).la phase extramatricielle est très abondante. Elle présente un manteau très épais pseudo-parenchymateux. Le réseau de Hartig de distribution para-épidermale sur trois couches de cellules corticales (fig.83).

EcM 17 : ectomycorhize simple à ramifiée, de couleur blanche possède des extrémités arrondies. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig. 84). Il présente une texture du manteau externe feutrée et présente une structure épaisse et plectenchymateuse lâche de type E. le réseau de Hartig se trouve sur une seule à deux couches avec un allongement de la première couche de cellules corticales (fig.85, 86, 87).

EcM 18 : c'est un morphotype ramifiée de forme monopodiale-pyramidale avec des extrémités arrondies plus épaisses et courbées, de couleur noir brillant. Présente de rhizomorphes et un rhizomorphes à de type exploratoire moyenne et/ ou longue (fig.88). Le manteau est pseudo-parenchymateux peu-épais, lâche sur sa phase externe. Le réseau de Hartig se trouve sur une seule couche de cellules corticales (fig. 89).

I-1-2-b- Les morphotypes ectomycorhiziens spécifiques à chaque arbres

Arbre 1

EcM 19 : de forme simple non ramifiée de couleur noir. Elle est fine à la base et à extrémité bombée et ondulée. Présente une phase extramatricielle très abondante avec présence de rhizomorphes de type moyenne ou longue distance (fig.90).

EcM 20 : elle est de couleur beige et de forme simple, non ramifiée. Le mycélium extramatriciel est très abondant avec présence de rhizomorphes attestant de sont caractère exploratoire de type moyenne et/ ou longue (fig.91).

EcM 21 : correspond à un morphotype non ramifiée de couleur blanche à jaune. La phase extramatricielle est abondante (fig.92).

EcM 22 : un morphotype de couleur marron forcé, elle est ramifiée avec des pointes droites. Le mycélium extramatriciel peu abondant (fig.93).

Arbre 2

EcM 23 : elle est de couleur marron claire et forme irrégulière à pointes sinueuses. Le manteau est de texture cotonneuse. La phase extramatricielle est très abondante (fig.94).

EcM 24 : une ectomycorhize de forme tuberculée et couleur noir. Le manteau possède une texture externe laineuse très abondante (fig.95, 96).

EcM 25 : de couleur marron claire et forme monopodiale à des extrémités bombées et courbées. Le manteau est de texture cotonneuse à mycélium extramatriciel très abondante (fig.97).

EcM 26 : elle est de couleur noir et distribution coralloïdes. Présente un manteau externe de texture laineuse et phase extramatricielles très abondante (fig.98).

EcM 27 : de forme simple non ramifiée à couleur marron claire à beige jaunâtre, droite, à mycélium extramatriciel abondante (fig.99).

EcM 28 : est de forme monopodiale pennés et de couleur marron brillant. L'aspect externe du manteau fongique lisse est abondant (fig.100).

EcM 29 : c'est une ectomycorhize de couleur grise, de forme monopodiale-pyramidale à des pointes courbées. Le manteau Présente texture externe cotonneuse. Le mycélium extramatriciel est très abondant (fig.101-102).

EcM 30 : un morphotype de forme simple, de couleur argentai. Le manteau est de texture lisse et abondante. Elle possède de rhizomorphes de moyen distance (fig.103).

Arbre 3

EcM 31 : elle est de couleur blanche, de forme monopodiale-pyramidale, granuleuse. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Les rhizomorphes attestant de sont caractère exploratoire de type moyen distance (fig.104).

EcM 32 : de couleur marron claire, de forme coralloïde. Le manteau extramatriciel est de texture lisse abondante. Elle ne présente aucun de rhizomorphes (fig.105).

Arbre 4

EcM 33 : irrégulière de forme, et d'aspect lisse, sinueuses et de couleur noir à extrémités tortueuses. Les rhizomorphes sont de caractère exploratoire de type courte distance. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig.106).

EcM 34 : de couleur marron à extrémités jaune à beige, de forme irrégulière, sinueuses. Le manteau est de texture granuleuse, peu abondante (fig.107).

EcM 35 : correspond à une ectomycorhize de forme irrégulière, de couleur blanche et d'aspect lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig.108).

Arbre 5

EcM 36 : est de morphotype de forme monopodiale pennés de couleur noir, des pointes bombées et courbées de couleur marron. Présente un manteau extramatriciel granuleux peu à très abondant (fig.109-110).

EcM 37 : une ectomycorhize simple, sinueuses, de couleur marron claire. Son aspect externe est de contact lisse. Le manteau fongique présente une texture externe abondante avec absence totale de rhizomorphes (fig.111).

Arbre 6

EcM 38 : est de couleur mixte marron de base, jaune au milieu et à extrémités vertes, de forme simple non ramifiée et droite, d'aspect externe lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig.112).

EcM39 : est de morphotype de forme irrégulière de couleur orange, des pointes sinueuses. La phase extramatricielle est peu abondant (fig.56).

Arbre 7

EcM 40 : de forme irrégulière et de couleur noir à extrémités jaune. Aspect externe granuleux. Possède des rhizomorphes à caractère exploratoire de type moyen distance (fig.114-115).

EcM 41 : présente une couleur jaune, non ramifiée, droite, et granulée. Un mycélium extramatriciel et un aspect externe lisse, abondant (fig.116).

EcM 42 : elles de couleur jaune à beige, de forme coralloïde. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. (fig.117).

Arbre 8

EcM 43 : de couleur verte à extrémité jaune à beige, de forme monopodiale, lisse, à mycélium extramatriciel abondant. Présent un mycélium extramatriciel peu abondant (fig.118).

EcM 44 : de distribution simple non ramifiée de couleur marron à noir. Le mycélium extramatriciel est abondant. Elle présente des rhizomorphes de caractère exploratoire de type courte distance (fig.119).

Arbre9

EcM 45: de forme simple, et couleur marron brillant à des pointes vertes, droite. Possède un aspect lisse et peu abondante. Elle ne présente pas de rhizomorphes (fig.120).

Arbre 10

EcM 46 : c'est une ectomycorhize ramifiée de couleur verte, granulée avec présence de rhizomorphes à caractère exploratoire de type courte distance (fig.121).

Arbre 11

EcM 47 : elle est de couleur blanche à beige, de forme coralloïde à denses ficelles, lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig.122).

EcM 48 : une ectomycorhize blanche ramifiée, lisse. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig.123).

EcM 49: de couleur marron foncé à extrémités plus claire tortueuses, de forme monopodiale pennées, d'aspect cotonneux très abondant (fig.124).

Arbre 12

EcM 50: de couleur mixte, marron de base et jaune au milieu avec des extrémités blanches à beiges. Non ramifiée avec des pointes droites. L'aspect externe est lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant. Ne présente pas de rhizomorphes (fig.125).

Arbre 14

EcM 51 : correspond à une ectomycorhize de forme tuberculée, granuleuse, de couleur marron matte. Des extrémités droites. Présente des rhizomorphes de moyen distance (fig.126, 127).

Arbre 15

EcM 52 : elle est de forme irrégulière et de couleur marron avec extrémité beige. Présente des pointes sinueuses. Un mycélium extramatriciel granuleux et peu abondant (fig.128).

Arbre 16

EcM 53 : de couleur orange jaunâtre, de forme monopodiale-pyramidale. Elle possède des pointes sinueuses, un aspect externe granuleux. La phase extramatricielle est peu abondante (fig.129, 130).

EcM 54 : marron claire brillant à caramélée de forme simple et ramifiée. Le manteau a une texture externe laineuse est très abondante. Possède des rhizomorphes de caractère exploratoire à moyen distance (fig.131).

EcM 55 : de couleur vert brillant et, de forme coralloïde. Le mycélium extramatriciel est granuleux peu abondant. Elle Présente des rhizomorphe de type exploratoire moyenne et/ ou longue (fig.132).

EcM 56: correspond à une ectomycorhize de couleur blanche brillant et de forme irrégulière à des extrémités droites. La phase extramatriciel est cotonneuse, très abondant (fig.133, 134).

EcM 57 : de forme simple, et de couleur miel, droite. Aspect externe lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant. Elle ne présente pas de rhizomorphe (fig.135).

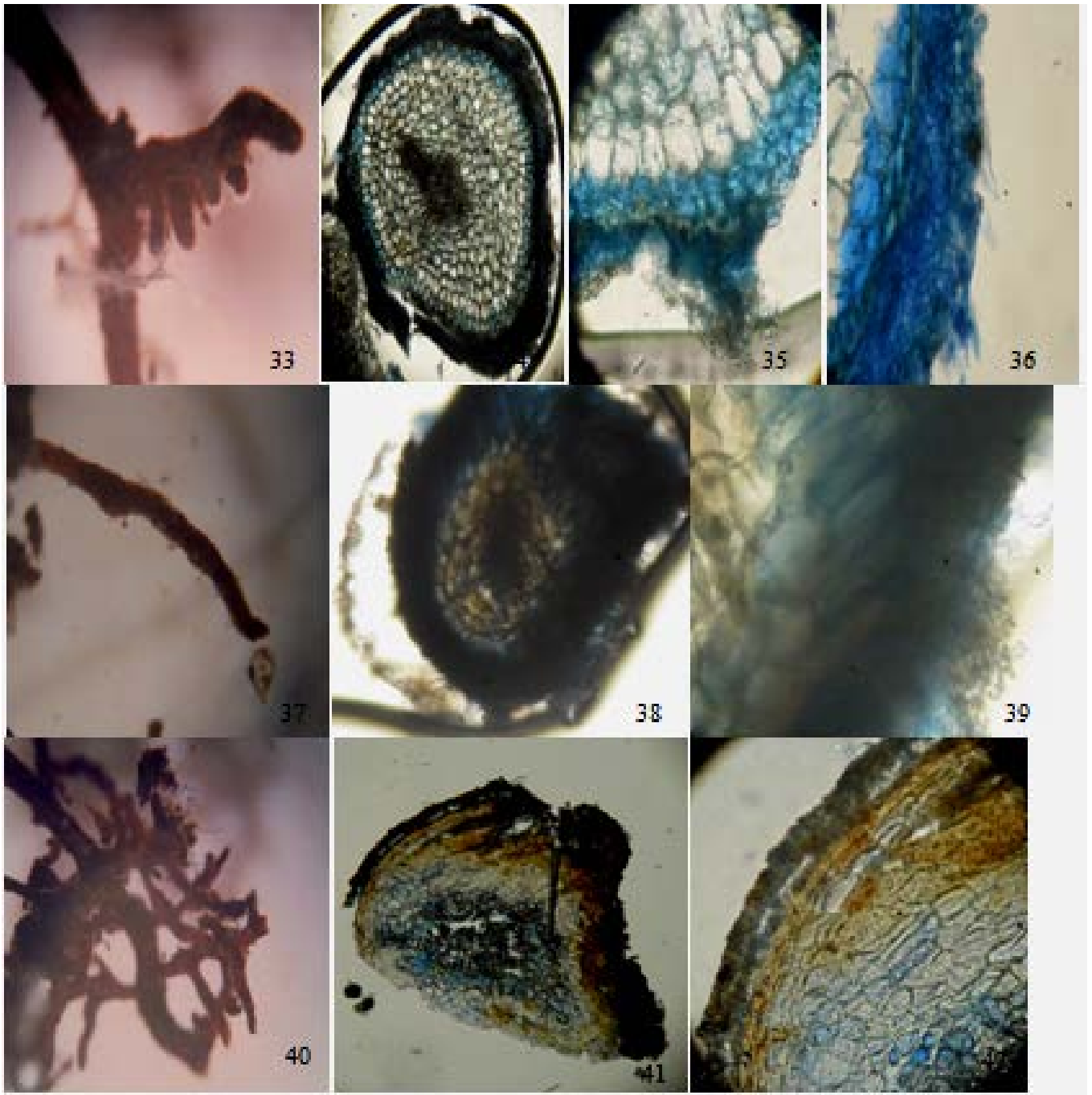


Fig. 33-42: EcM 1, EcM 2, EcM 3. fig.33. EcM 1(GX40). Fig.34 : coupe transversale (GX100) ; Fig.35-36 : Manteau plectenchymateux avec allongement de la première assise de cellules corticales (GX400) ; Fig.37 : EcM 2 (GX40) ; Fig.38 : coupe transversale (GX100) ; Fig.39 : Manteau pseudo-parenchymateux bien serrés. Le réseau de Hartig se trouve sur une seule assise de cellule allongées (GX400) ; Fig.40 : EcM 3 (GX40) ; Fig.41 : une coupe observé à (GX100) ; Fig.42 : Le réseau de Hartig se trouve sur deux assises de cellules corticales (GX400).

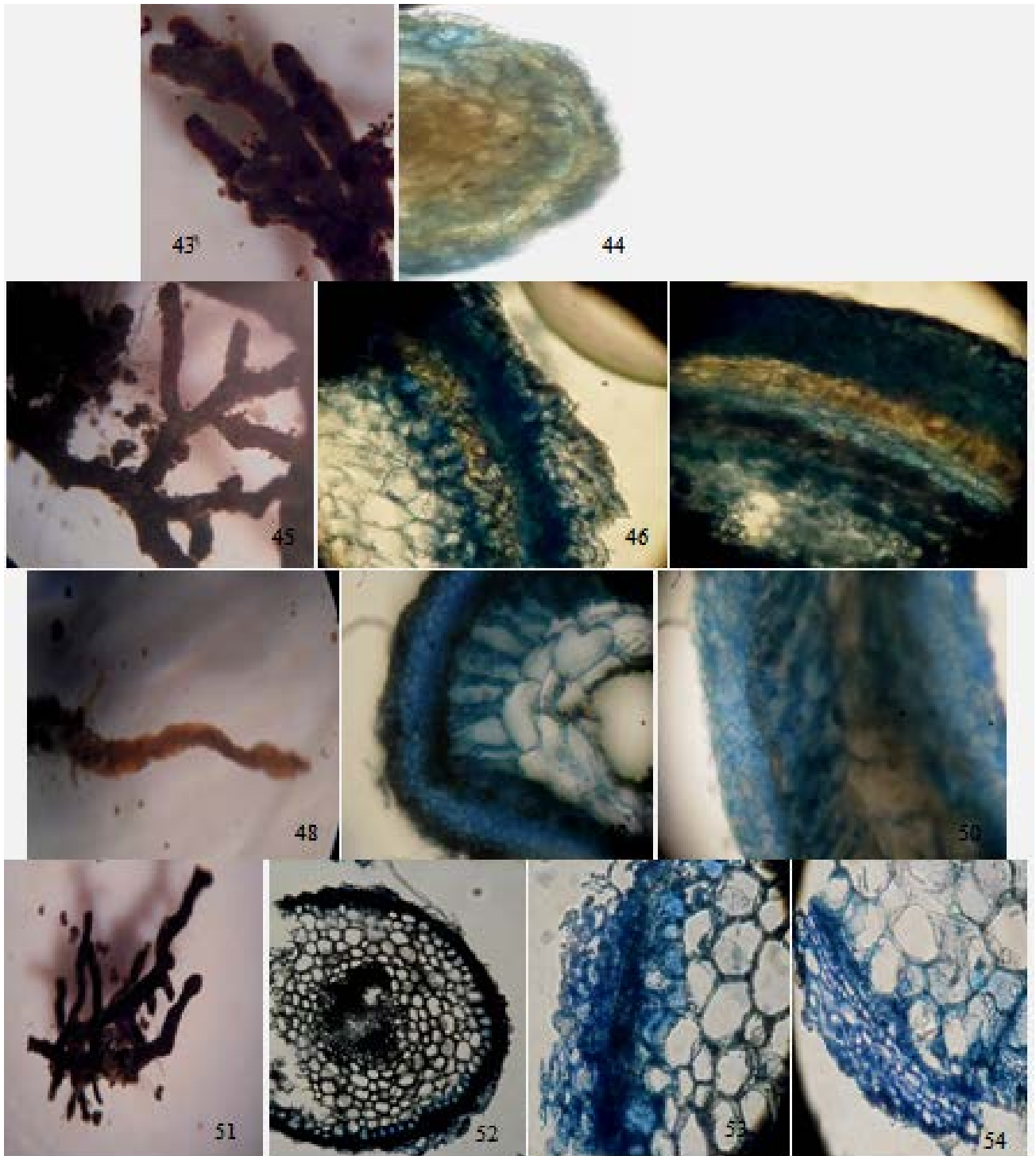


Fig.43-54: EcM 4, EcM 5, EcM 6.EcM 7: Fig.43.EcM 4 (GX400). Fig. 44: Manteau à structure externe peu abondante pseudo-parenchymateuse et interne plectenchymateuse. Le réseau de Hartig observé sur une seule assise de cellules corticales (GX400) ; Fig.45 : EcM 5 (GX40) ; Fig.46-47 : Manteau à structure externe pseudo-parenchymateuse et interne plectenchymateuse (GX400) ; Fig.48 : EcM 6 (GX40) ; Fig.49-50 : Manteau externe pseudo-parenchymateux et interne plectenchymateux bien serrés. Le réseau de Hartig se trouve sur une seule assise de cellules corticales (GX400), Fig.51 : EcM 7 (GX40). Fig.52 : Une coupe observé à (GX100) ; Fig.53-54 : Le réseau de Hartig se trouve une seule assise de cellules corticales (GX400).

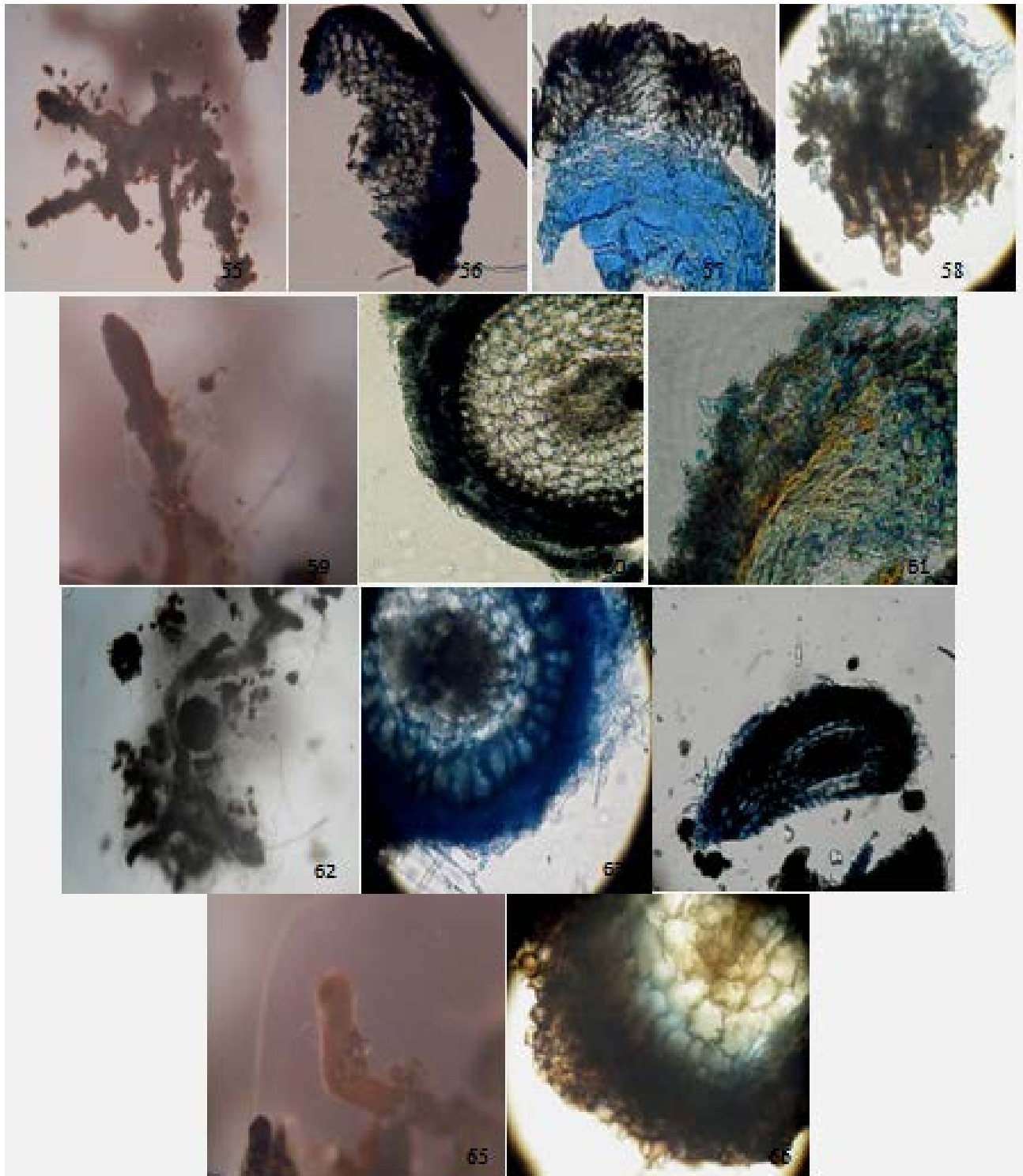


Fig.55-66: EcM 8, EcM 9, EcM 10, EcM 11. fig.55. EcM 8 (GX40). Fig.56-58: Manteau à structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig observé sur une seule assise de cellules corticales (GX400); Fig.59: EcM 9 (GX40); Fig.60-61: Manteau à structure externe pseudo-parenchymateuse (GX400); fig.62: EcM 10 (GX40). Fig.63-64: Manteau plectenchymateux bien serrés. Le réseau de Hartig se trouve sur deux assises de cellules corticales (GX400); Fig.65: EcM 11 (GX40); Fig.66: Une coupe observée à (GX400). Le manteau est à structure externe plectenchymateuse et interne pseudo-parenchymateuses. Le réseau de Hartig se trouve deux assises de cellules corticales (GX400).

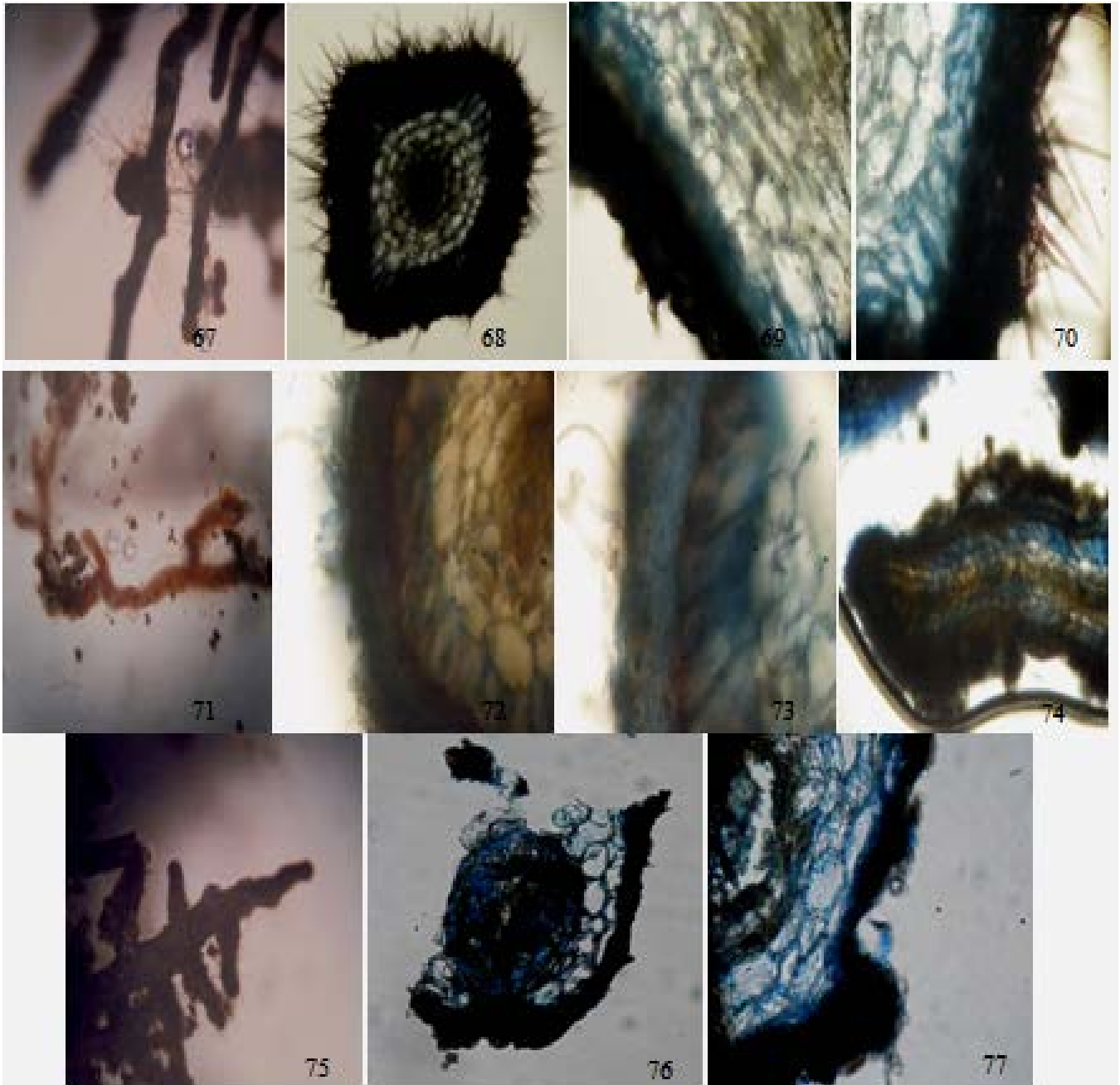


Fig.67-77: EcM 12, EcM 13, EcM 14. Fig.67: EcM 12 (GX40). Fig.68: Une coupe transversale observé à (GX100). Fig.70: Manteau à structure plectenchymateuse (GX400) ; Fig.71: EcM 13 (GX40) ; Fig.72-73: Manteau à structure plectenchymateuse avec ornementations. Le réseau de Hartig se trouve sur deux assises de cellules corticales (GX400) ; Fig. 74: Une coupe longitudinale observé à (GX100) ; Fig. 75: EcM 14 (GX40) ; Fig.76-77: Manteau pseudo-parenchymateux bien serrés avec phase externe lâche (GX400).

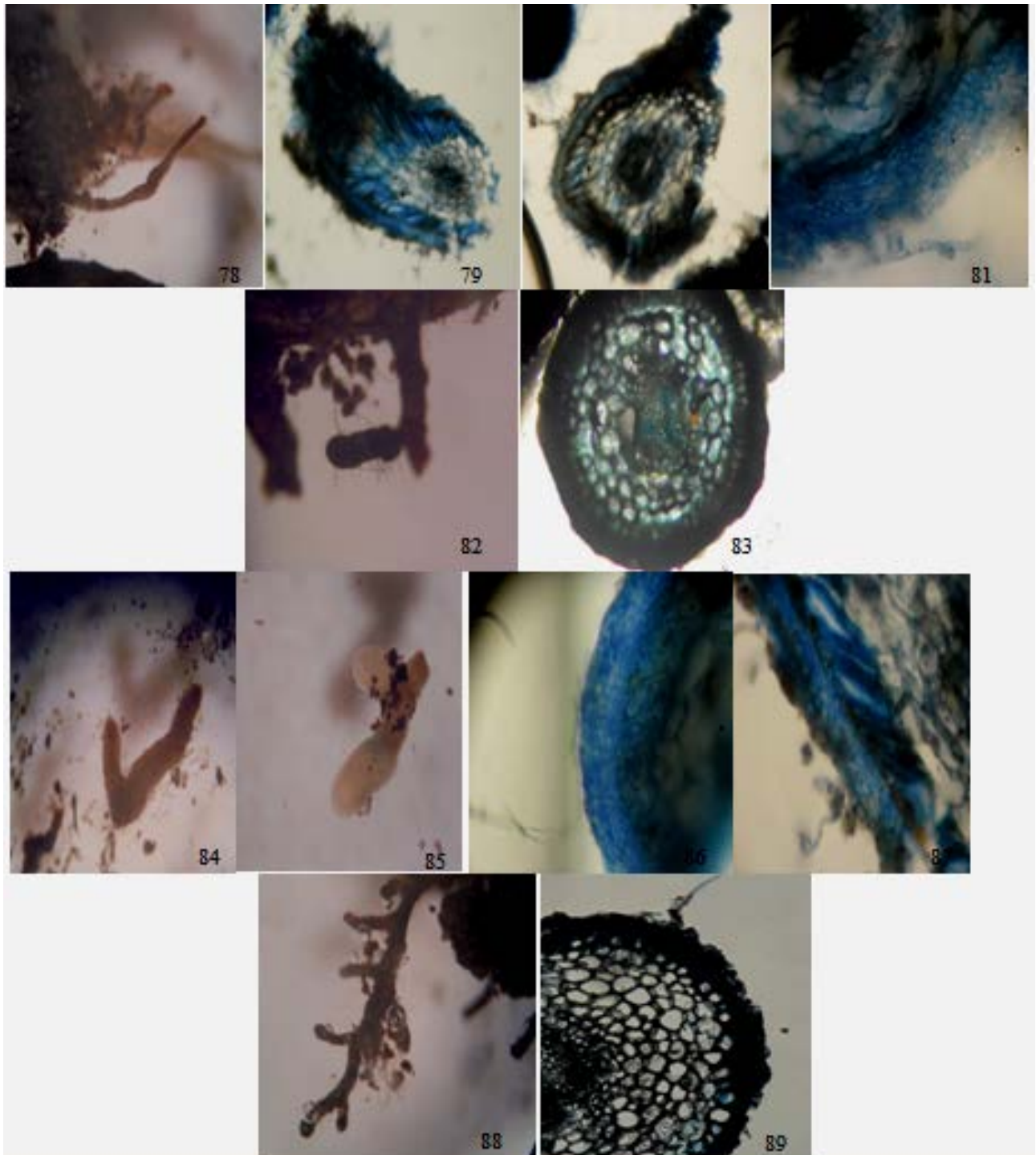


Fig.78-89: EcM 15, EcM 16, EcM 17, EcM 18.fig.78.EcM 15(GX40); Fig.79-80: Coupe transversale observé à (GX100); Fig.81 : Manteau à structure plectenchymateuse sur les deux phases (internes et externes) présente des ornements de type M et N (GX400) ; Fig.82 : EcM 16(GX40) ; Fig. 83 : Manteau à structure externe pseudo-parenchymateuse. Le réseau de Hartig se trouve sur trois couches de cellules corticales (GX400). Fig.84-85 : EcM 17 (GX40) ; Fig.86-87. Manteau plectenchymateux bien serrés. Le réseau de Hartig se trouve sur une à deux assises de cellules corticales avec allongement de la première couche (GX400) ; Fig.88 : EcM 18 (GX40) ; Fig.89. Le manteau est à structure pseudo-parenchymateuses. Le réseau de Hartig se trouve une seule assise de cellules corticales (GX400).

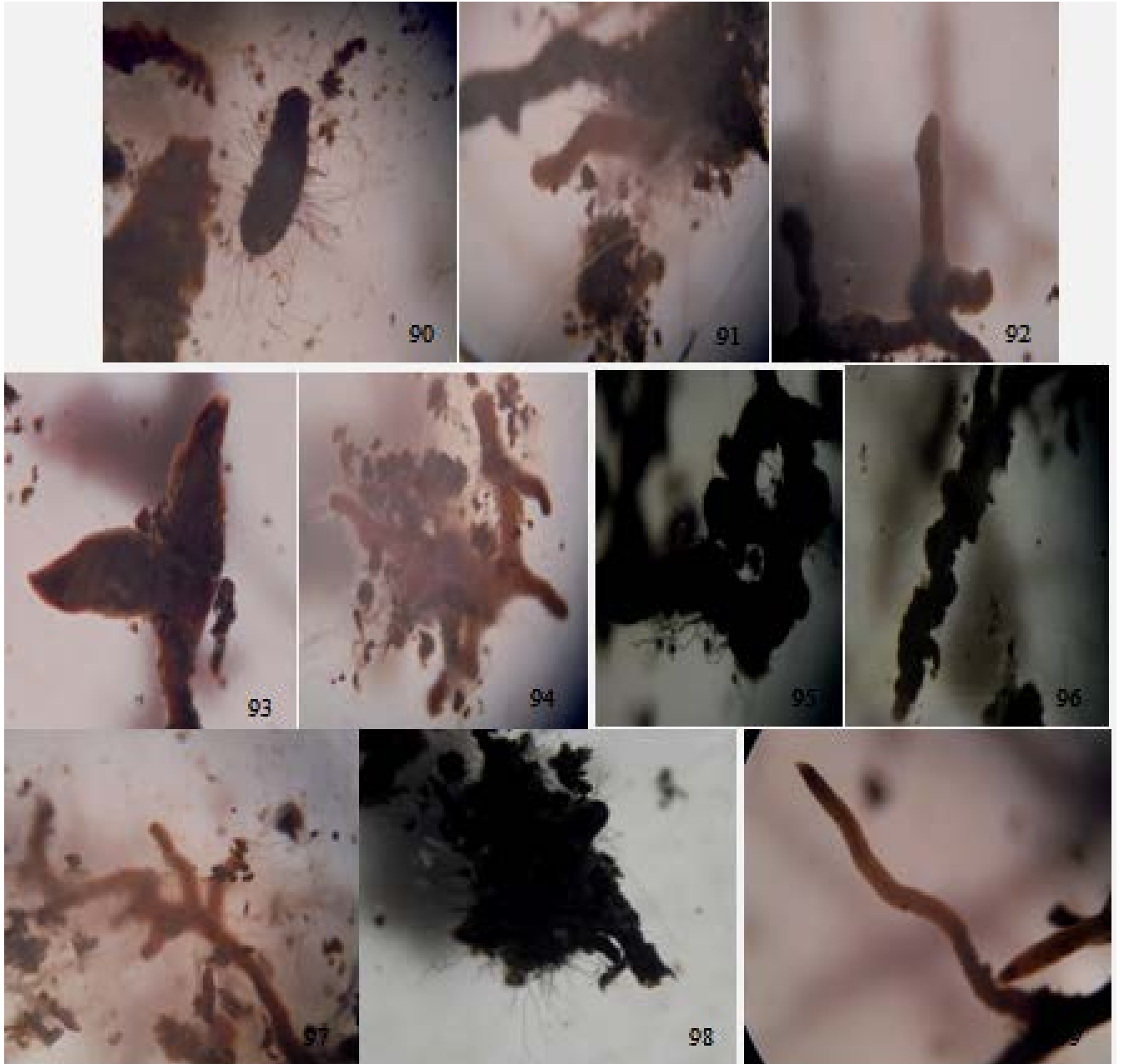


Fig.90-99: EcM 19, EcM 20, EcM 21, EcM 22, EcM 23, EcM 24, EcM 25, EcM 26 EcM 27. EcM 19 (GX40), le mycélium extramatriciel est très abondant ; Fig.91 : EcM 20 (GX40) ; La phase extramatriciel de manteau fongique est très abondante ; Fig.92 : EcM 21 (GX40). De couleur blanche à jaune avec mycélium extramatriciel abondant ; Fig. 93 : EcM 22 (GX40). Une ectomycorhize décotomique à texture externe lisse peu abondante ; Fig.94 : EcM 23 (GX40). Un morphotype à mycélium externe très abondant. ; Fig.95-96 : EcM 24 (GX40). Une mycorhize tuberculé à manteau fongique de texture laineuse ; Fig.97 : EcM 25 (GX40). Le mycélium extramatriciel est cotonneux et très abondant ; Fig.98 : EcM 26 (GX40).noire de forme coralloïde très abondante ; Fig.99 : EcM 27 (GX40). Simple à texture externe lisse et abondante.



Fig.100-113: EcM 28, EcM, 29, EcM 30, EcM 31, EcM 32, EcM 33, EcM 34, EcM 35, EcM 36, EcM 37, EcM 38, EcM 39. Fig.100. EcM 28 (GX40). le mycélium extramatriciel est abondant ; Fig.101-102 : EcM 29 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique est très abondante ; Fig.103 : EcM 30 (GX40). De couleur argent avec mycélium extramatriciel abondant ; Fig. 104 : EcM 31 (GX40). Une ectomycorhize blanche à texture externe lisse peu abondante et rhizomorphe de moyen distance ; Fig.105 : EcM 32 (GX40). Un morphotype à mycélium externe abondant ; Fig.106 : EcM 33 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture lisse abondante ; Fig.107 : EcM 34 (GX40). Le mycélium extramatriciel est peu abondant ; Fig.108. EcM 35 (GX40).blanche abondante ; Fig.109-110. EcM 36 (GX40). Manteau à texture externe peu abondante à très abondante; fig.111: EcM 37(GX40). Manteau à texture externe lisse abondante ; Fig.112 : EcM 38 (GX40).de couleurs mixtes et mycélium extramatriciel abondant ; Fig. 113 :EcM 39.le mycélium est peu abondant.

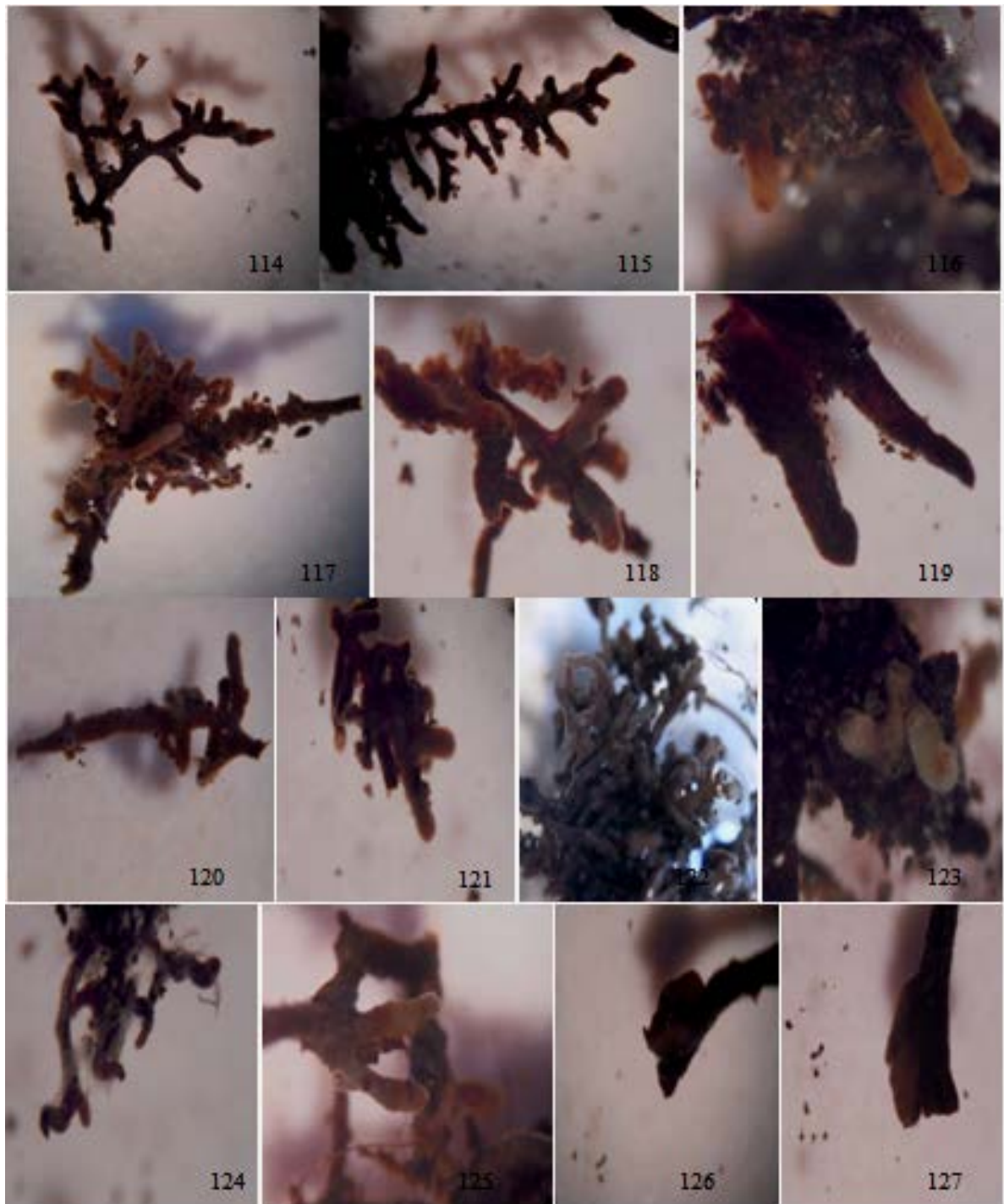


Fig.114-127: EcM40, EcM 41, EcM 42, EcM 43, EcM 44, EcM 45, EcM 46, EcM 47, EcM 48, EcM 49, EcM 50, EcM 51. Fig.114-115. EcM 40 (GX40). le mycélium extramatriciel est peu abondant . Fig.116 : EcM 41 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante; Fig.117 : EcM 42 (GX40). De mycélium extramatriciel peu abondant; Fig. 118 : EcM 43 (GX40). Une ectomycorhize verte à texture externe abondante ; Fig.119 : EcM 44 (GX40). Un morphotype à mycélium externe abondant ; Fig.120 : EcM 45 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture lisse peu abondante ; Fig.121 : EcM 46 (GX40). Verte ramifiée à mycélium extramatriciel est peu abondant ; Fig.122 : EcM 47 (GX40).blanche à beige de dense ficelles abondante ; Fig.123 : EcM 48 (GX40). Manteau à texture externe peu abondante ; Fig.124 : EcM 49(GX40). Manteau à texture externe cotonneuse très abondante. Fig.125: EcM 50 (GX40).de couleurs mixtes et mycélium extramatriciel abondant . Fig. 126-127 : EcM 51.le mycélium est peu abondant.

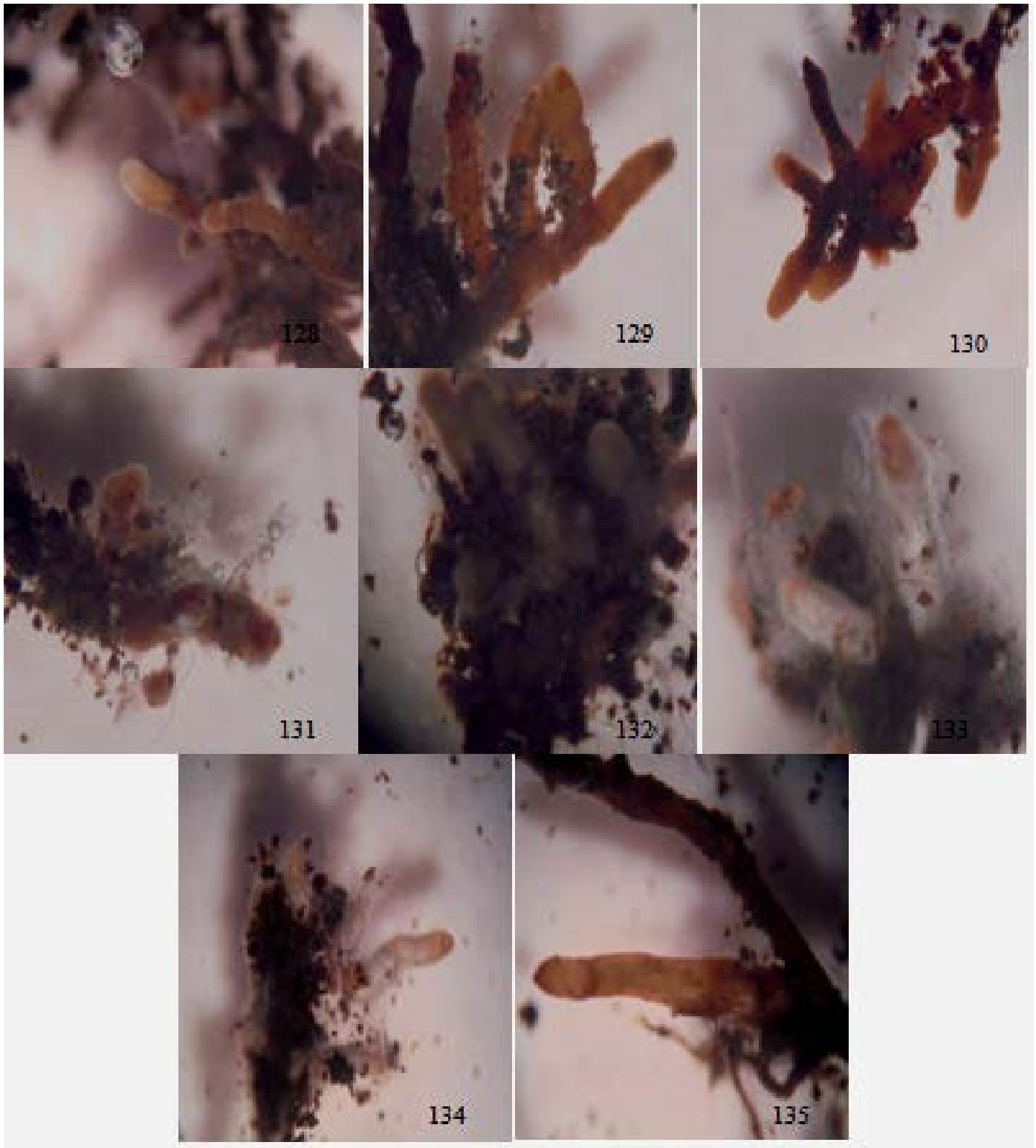


Fig.128-135: EcM 52, EcM 53, EcM 54, EcM 55, EcM 56, EcM 57. Fig.128 : EcM 52 (GX40). le mycélium extramatriciel est peu abondant ; Fig.129-130 : EcM 53 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante ; Fig.131 : EcM 54 (GX40). De mycélium extramatriciel très abondant ; Fig. 132 : EcM 55 (GX40). Une ectomycorhize verte à texture externe peu abondante ; Fig.133-134 : EcM 56 (GX40). Un morphotype à mycélium externe cotonneux très abondant ; Fig.135 : EcM 57 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture lisse peu abondante.

I-2- Le cortège mycorhizien des racines des plants en pot.

Afin de déterminer le cortège mycorhizien des jeunes plants du chêne afares au stade semis à différentes période et pour des régimes hydriques différents, nous avons observé les racines des plantules collectées dans les pots à différentes périodes (1mois, 2 mois, 3mois et 4 mois) et différents régime d'arrosage (5 jours ; 10 jours et 45jours). L'analyse des racines de différents plants a permis de distinguer 45 EcMs (morphotypes ectomycorhiziens) chez l'afares.

I-2-1- Les ectomycorhizes communes aux plants âgés de 1à 2, 3 et 4 mois

EcM 1: correspond à une EcM de couleur blanche à manteau transparent. Elle est de forme simple non ramifiée à extrémité courbée. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Elle présente des rhizomorphes à caractère exploratoire de type courte distance (fig.136).

EcM 2 : est de morphotype de forme simple non ramifiée et de couleur blanche. Présente une phase extramatricielle de texture lisse et abondante (fig. 137).

EcM 3 : correspond à un morphotype de forme monopodiale-pyramidale et de couleur blanche à pointes courbée. Présente un manteau fongique de texture externe lisse (fig.138).

EcM 4 : une ectomycorhize de couleur blanche à extrémité marron, granuleuses. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig. 139).

EcM 5 : non ramifiée de couleur marron à pointe droite. Présente un manteau fongique granuleux. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig. 140).

EcM 6 : est une ectomycorhize de couleur noir. Possède des rhizomorphes de type d'exploration moyenne et/ou longue distance. Le mycélium extramatriciel est très abondant (fig.141).

I-3-1-a- Les morphotypes ectomycorhiziens spécifiques à chaque plants

Plant 8

EcM 7 : une ectomycorhize non ramifiée de couleur marron brillant, sinueuse. La phase extramatricielle est de texture granuleuse. Le mycélium est peu abondant (fig. 142).

I-2-2- Les endomycorhizes des plants âgés de 1 mois et de 2 mois.

Les racines des plants en pots arrosés à intervalle de 5 jours ont montré une colonisation endomycorhizienne qui s'est exprimé par diverses structures à savoir:

- des vésicules sous différentes formes (rondes, ovales) qui sont portées par des hyphes épais ou fins non septes. Ces vésicules sont soit intracellulaires ou intercellulaires (fig. 145) ;
- des arbuscules de différentes formes, portés par des hyphes de différents diamètres (fig. 144, 145, 146, 147 et 149) ;
- des pelotons intracellulaires formés par des hyphes qui s'enroulent sur eux même (fig. 148) ;
- des hyphes épais siphonnés intracellulaire et intercellulaire (fig. 150).

Des endophytes formés par des hyphes bruns cloisonnés ont été également observés (fig. 147).

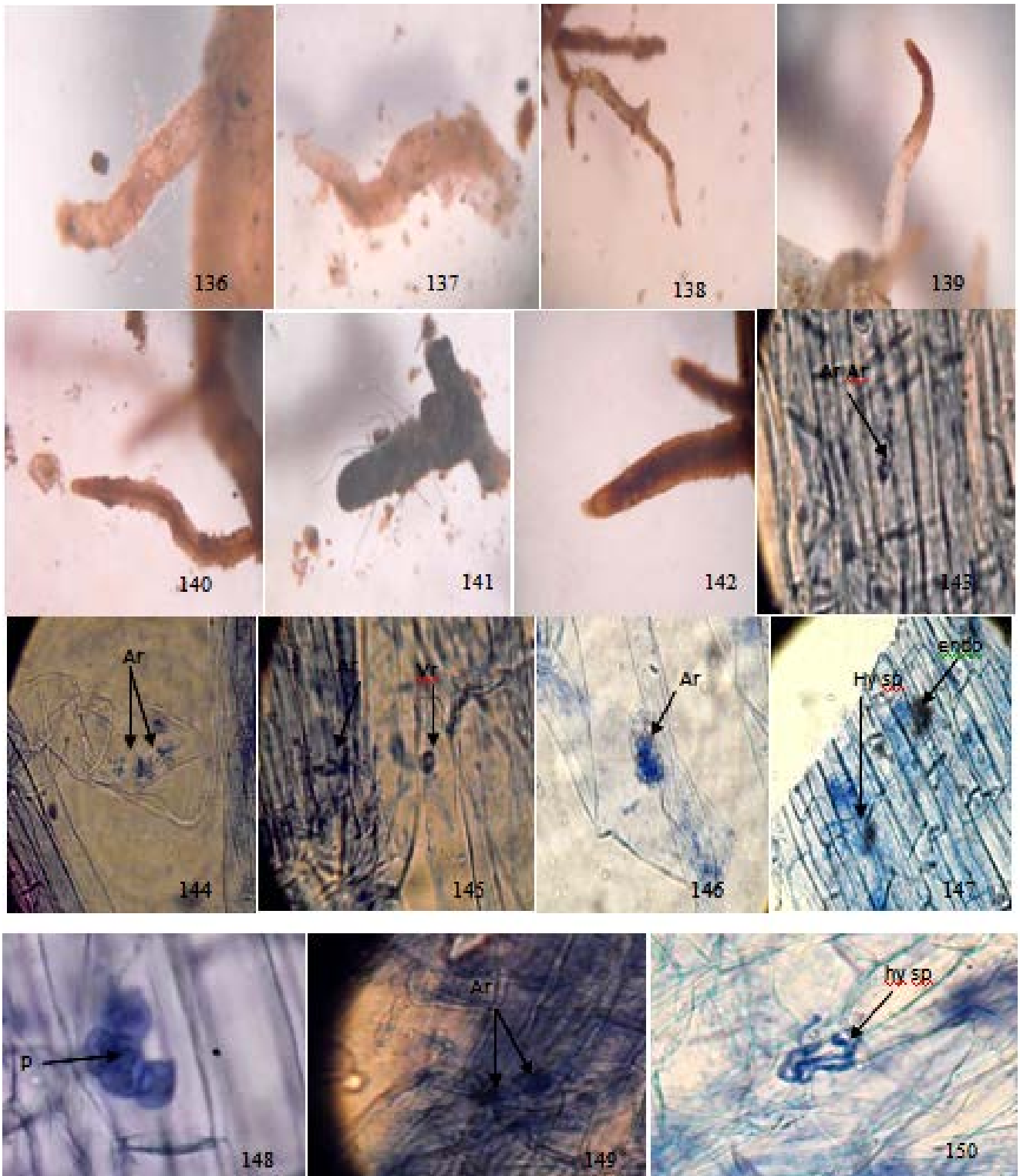


Fig. 136-142. EcM 1, EcM 2, EcM 3, EcM 4, EcM 5, EcM 6, EcM 7 (GX40).

Fig.143-150. Les structures endomycorhiziennes (GX400) : Fig.144, 145, 146 et 149 montrent des arbuscules portés par des hyphes de différents diamètres ; Fig.145 montre une vésicule de petite taille ; Fig.147 représente des endophytes. Fig. 148 montre des peletons. Fig. 150 représente des hyphes siphonnés intracellulaires.

I-3- les plants de trois mois

I-3-1- Les plants arrosés par intervalle de 5 jours

L'observation des racines de différents plants au stade de trois mois arrosés par intervalle de 5 jours a permis de distinguer 6 EcMs différentes (morphotypes ectomycorhiziens).

I-3-1-a- Les ectomycorhizes

Plant1

EcM 8 : correspond à une EcM de forme monopodiale-pennées. De couleur marron matte, présente des extrémités perlées de couleur noir, la phase extramatricielle est de texture peu abondant, possède des rhizomorphes (fig.151).

Plant 3

EcM 9 : une EcM de couleur mixte blanche à la base, vert au milieu et à extrémités marron. Elle est de forme monopodiale pennées. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig.152).

EcM 10 : elle est de forme simple, de couleur verte à extrémité jaune. Possède un rhizomorphe à moyenne et/ ou longue et une phase extramatricielle à texture très abondante et laineuse (fig. 153).

Plants 5

EcM 11 : elle est d'un morphotype non ramifiée, de couleur noir à contacte lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig. 154).

Plants 9

EcM 12 : marron à extrémité verte, de forme monopodiale pennées de pointe à apex plus grand que la base, granulée. Le manteau fongique est de texture externe peu abondante et elle ne présente aucun rhizomorphe (fig.155).

EcM 13 : de forme simple et couleur mixte à base marron, milieu blanc et extrémité vert, elle à aspect externe granuleux. Le mycélium extramatriciel est peu abondant avec présence des rhizomorphes (fig. 156).

I-3-1-b- Les endomycorhizes des plants

A ce stade les racines observées présentent diverse structures endomycorhiziennes, à savoir :

- des vésicules sous différentes formes (ovale, ronde) portées par des hyphes épais ou fins non septes. Ces vésicules sont soit intracellulaires ou extracellulaires (fig. 160) ;
- des hyphes qui s'enroulent sur eux même et forment des pelotons (fig.158, 160) ;
- des hyphes pénètrent dans les cellules pour former des arbuscules de différentes formes (fig. 161) ;
- des spores intracellulaires (fig. 159, 160) ;
- des hyphes de type siphonnés (fig. 158).

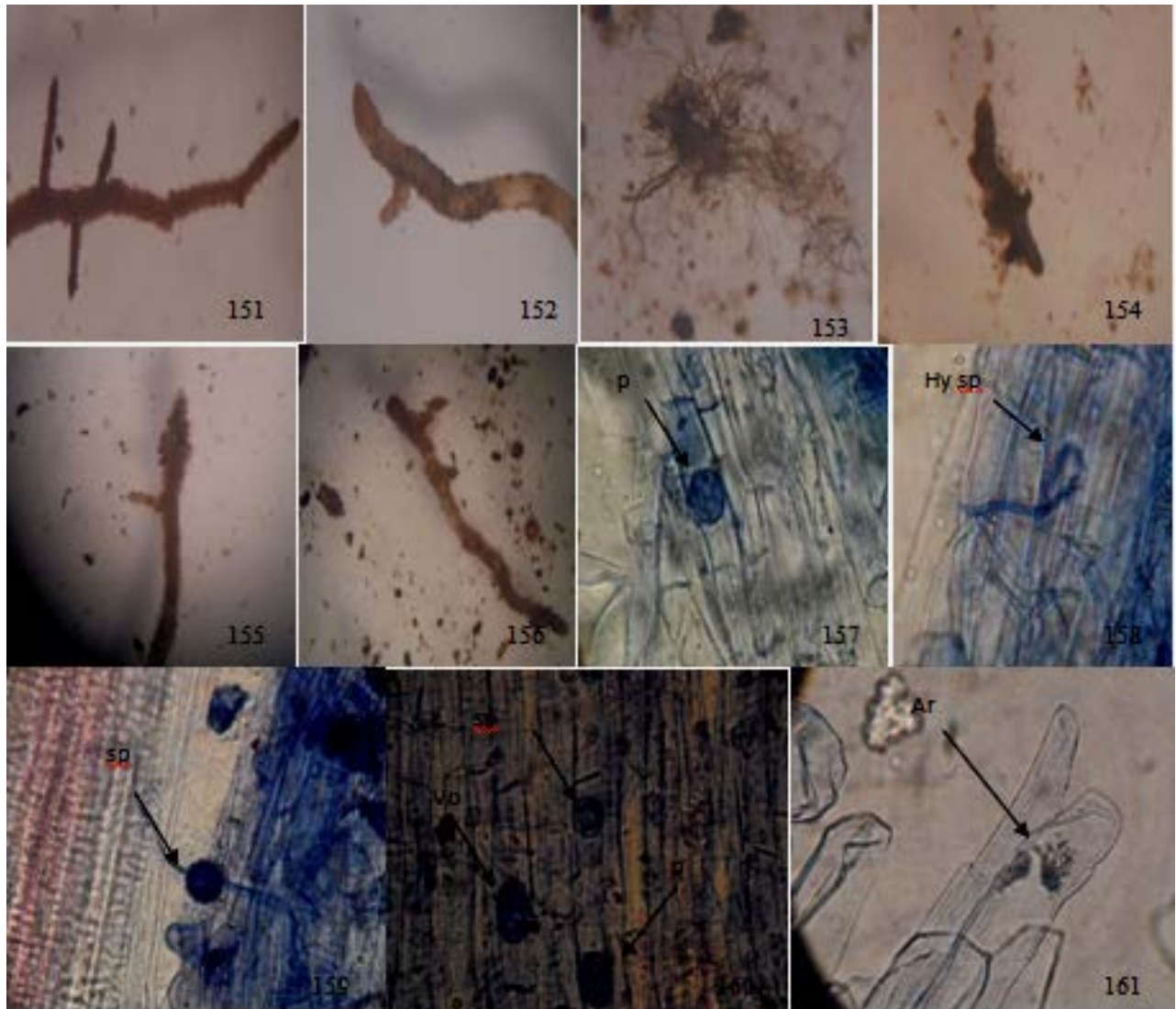


Fig. 151-156 : EcM8, EcM 9, EcM 10, EcM 11, EcM 12, EcM 13, (GX40). Fig.151 : EcM 8 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique peu abondante ; Fig.152 : EcM 9 (GX40). De mycélium extramatriciel peu abondant ; Fig. 153 : EcM 10 (GX40). Une ectomycorhize verte à texture externe très abondante ; Fig.154 : EcM 11 (GX40). Un morphotype à mycélium externe abondant ; Fig.155 : EcM 12 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture peu abondante ; Fig.156 : EcM 13 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique peu abondante.

Fig. 157-161 : Les structures endomycorhiziennes observées à (GX400). Fig.157. peletons. Fig.158, 160. Des hyphes siphonnés intracellulaire. Fig. 159-160. Spores intracellulaire. Fig. 160. Une vésicule ovale. fig. 161. Des arbuscules portées par des hyphes de différent diamètre et type.

I-3-2- Les plants arrosés par intervalle de 10 jours

L'analyse des racines de différentes plantules à l'âge de trois mois arrosés par dix jours a permis de noter 12 EcMs (morphotypes ectomycorhiziens) différentes.

I-3-2-a- Les ectomycorhizes

Plants 1

EcM 14 : une EcM de couleur marron claire et forme monopodiale. Possède des pointes droites plus claires. Cette EcM présente un manteau fongique de texture externe abondante (fig. 162).

EcM 15 : elle est de couleur blanche et de forme non ramifié, à une extrémité droite de couleur marron. Présente un mycélium extramatriciel abondant (fig. 163).

Plants 3

EcM 16 : de forme monopodiale-pyramidale, de couleur noir. Présente des extrémités de forme sinueuse. Le rhizomorphe et de caractère exploratoire de courte distance (fig. 164).

EcM 17 : de forme simple et couleur marron à marron foncé. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Des rhizomorphes de caractère exploratoire de moyenne et/ou longue distance (fig.165).

Plants 4

EcM 18 : un morphotype de forme simple de couleur marron foncé, cotonneuse. Le mycélium extramatriciel est très abondant (fig. 166).

EcM 19 : elle est de couleur marron foncé à extrémités claire, ramifiée, d'un aspect externe lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig. 167).

EcM 20 : de couleur noir et de forme simple non ramifié. Présente une phase extramatricielle laineuse très abondante (fig. 168).

Plants 5

EcM 21 : de couleur marron brillant et forme irrégulière. Présente des pointes sinueuses et rhizomorphes de type exploratoire moyenne et/ ou longue. Le manteau fongique possède une texture laineuse très abondante (fig. 169).

Plants 6

EcM 22 : une EcM de forme simple et de couleur blanche marronné avec extrémité sinueuse. Présente un manteau fongique de texture externe granuleuse peu abondante. Possède des rhizomorphes (fig. 170).

EcM 23 : correspond à une EcM de couleur verte de forme simple non ramifiée, courte et de contacte lisse. Présente un mycélium extramatriciel abondant (fig. 171).

Plants 7

EcM 24 : elle est d'un morphotype de forme monopodiale pennées et couleur vert brillant, à une phase extramatricielle peu abondante de texture externe granuleuse (fig. 172).

Plants 10

EcM 25 : de forme simple non ramifiée et couleur beige à jaune avec pointe de couleur marron claire, présente un contacte lisse. Le manteau fongique est de texture externe abondante (fig. 173).

I-3-2-b- Les endomycorhizes

Les racines observées présentent diverses structures endomycorhiziennes qui sont :

- des vésicules sous différentes formes (ovale, ronde) portées par des hyphes épais ou fins non septes. Ces vésicules sont soit intracellulaires ou extracellulaires (fig.173, 174) ;
- des hyphes qui s'enroulent sur eux même forment des pelotons (fig. 172, 174) ;
- des hyphes pénètrent dans les cellules pour former des arbuscules de différentes formes (fig. 175) ;
- des spores intercellulaires (fig. 177) ;
- des hyphes de type siphonnés intracellulaires et intercellulaires (fig. 178, 179) ;

Des endophytes à hyphes bruns cloisonnés ont été observés (fig. 1180).



Fig. 162-172 : EcM 14, EcM 15, EcM16, EcM 17, EcM 18, EcM 19, EcM 20, EcM 21, EcM 22, EcM 23, EcM 25(GX40). Fig.162 : EcM 14 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante ; Fig.163 : EcM 15(GX40). De mycélium extramatriciel abondant ; Fig. 164 : EcM 16 (GX40). Une ectomycorhize noire à texture externe très abondante ; Fig.165 : EcM 17 (GX40). Un morphotype à mycélium externe peu abondant ; Fig.166 : EcM 18 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture cotonneuse très abondante ; Fig.167 : EcM 19 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante ; Fig.168 : EcM 20 (GX40). De mycélium extramatriciel très abondant ; Fig. 169 : EcM 21 (GX40). Une ectomycorhize à texture externe peu abondante ; Fig.170 : EcM 22 (GX40). Un morphotype à mycélium externe abondant ; Fig.171 : EcM 23 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture abondante ; Fig.172 : EcM 24 (GX40). De mycélium extramatriciel peu abondant. EcM 25(GX40) manteau fongique de texture externe abondante.

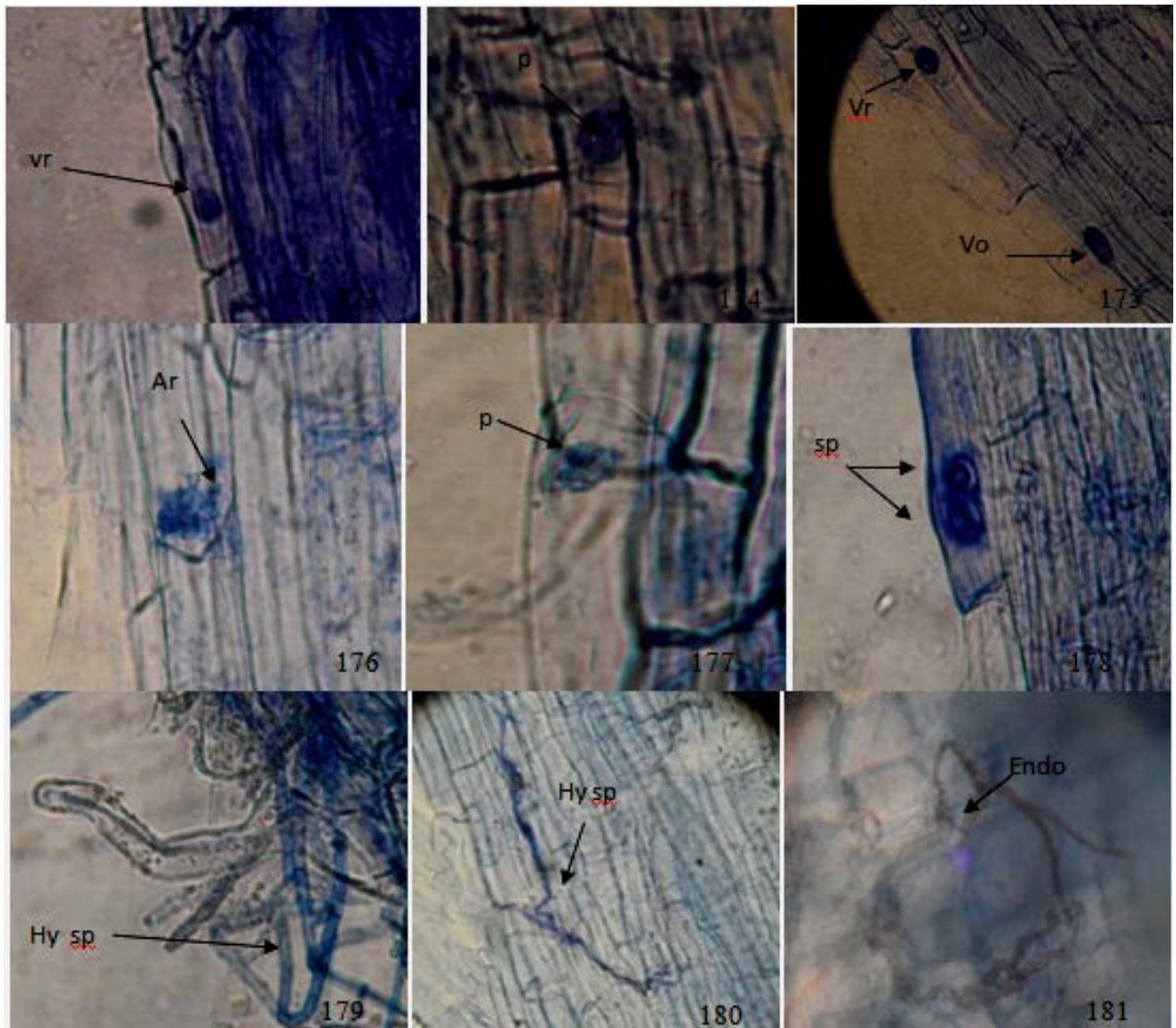


fig.173-18 : Les structures endomycorhiziennes observées à (GX400). Fig.173, 174 : Des vésicules ovales et rondes. Fig.174, 175,177 : Pelotons. Fig. 175 : Des arbuscules portées par des hyphes de différents diamètres. Fig. 178. Spores intercellulaire. Fig. 179-180 : Des hyphes siphonnés intracellulaires et intercellulaires. Fig.181 : Endophytes intracellulaires.

I-4- Les plants âgés de quatre mois

I-4-1- Les plants arrosés chaque 5 jours

Sur ce stade et sous cette condition d'arrosage nous avons distingué 4 EcMs (morphotypes ectomycorhiziens) différentes dans les racines des différentes plantules à l'âge de quatre mois arrosés à 45 jours.

I-4-1-a/ Les ectomycorhizes

Plant 1

EcM 26: de couleur verte et forme monopodiale-pyramidale, lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant (fig.182).

EcM 27 : correspond à un morphotype de couleur beige de forme simple, à extrémité droit. Présente un mycélium extramatriciel peu abondant. Absence totale de rhizomorphe (fig.183).

Plant 3

EcM 28 : de couleur blanche et forme monopodiale-pyramidale. Présente un mycélium extramatriciel peu abondant. Possède des rhizomorphes à caractère exploratoire de type moyen distance. Avec des EcM de couleur noir non ramifiée de mycélium extramatriciel abondant avec présence d'un rhizomorphe de courte distance (fig.184).

Plant 7

EcM 29 : une EcM de couleur marron foncé à noir non ramifiée et courbé. Présente une extrémité droite. Un mycélium extramatriciel abondant (fig.185).

I-4-1-b- Les endomycorhizes

Les racines des plants analysés présentent différentes structures endomycorhiziens à savoir:

- des vésicules sous différentes formes (ovale, ronde) portées par des hyphes épais ou fins non septes. Ces vésicules sont soit intracellulaires ou extracellulaires (fig.186) ;
- des hyphes qui s'enroulent sur eux même forment des pelotons (fig. 186- 187) ;
- des hyphes de type siphonné intracellulaire (fig. 188) ;
- des spores intracellulaires (fig. 189) ;

Des structures à hyphes bruns cloisonnés (endophytes) ont été observés (fig. 190).

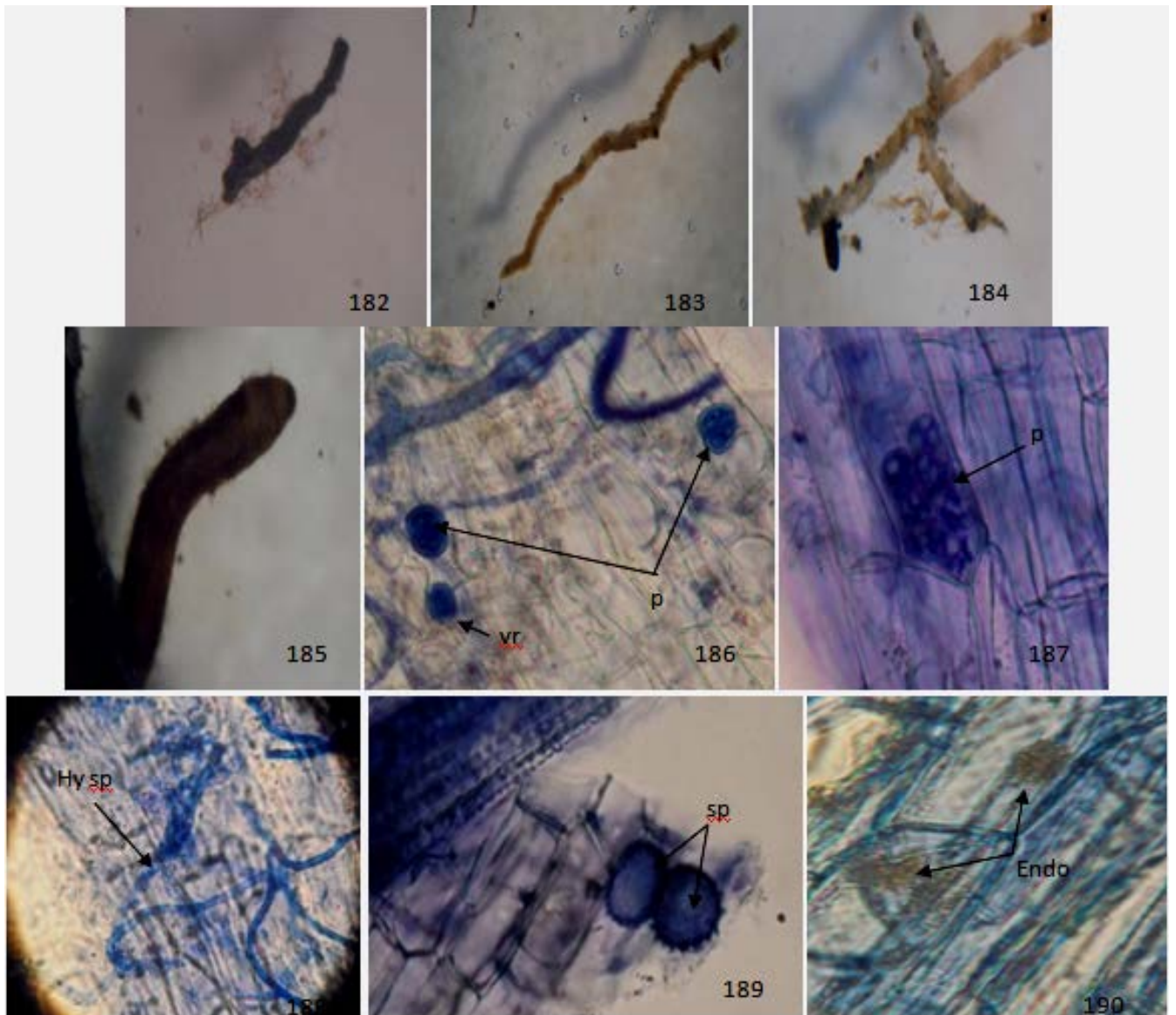


Fig.182-185: EcM 1, EcM 2, EcM 3, EcM 4 (GX40). Fig.181: EcM 1 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante ; Fig.182 : EcM 2 (GX40). De mycélium extramatriciel abondant ; Fig. 183 : EcM 3 (GX40). Une ectomycorhize à texture externe peu abondante ; Fig.184 : EcM 4 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante.

Fig. 186-190 : Les structures endomycorhiziennes observées (GX400) ; Fig.186 représente des pelotons ; Fig. 186 représente une vésicule ronde; Fig.187 montre un arbuscule porté par un hyphe. fig. 188 montre des hyphes siphonnés intracellulaires ; Fig. 189 montre des spores intracellulaires; Fig.190 représente des endophytes intercellulaires.

I-4-2- Les plantules privés d'arrosage pendant 45 jours

L'observation des racines de différents plants au stade de trois mois privé d'arrosage pendant 45 jours a permis de distinguer 16 EcMs différentes (morphotypes ectomycorhiziens).

I-4-2-a- Les ectomycorhizes

Plants 1

EcM 30 : une EcM noir, longue, de forme simple non ramifiée. Le mycélium est peu abondant à un manteau fongique de texture externe laineuse (fig. 191).

EcM 31 : elle est de couleur blanche à extrémité noire, de forme irrégulière. Présente un mycélium extramatriciel abondant (fig. 192).

Plant 2

EcM 32 : correspond à une EcM de forme irrégulière, de couleur noir, granulée, à des extrémités sinueuses. Le manteau fongique est de texture peu abondante (fig.193).

Plant 3

EcM 33 : de couleur marron de forme simple à pointe noir, laineuse, la phase extramatricielle est de texture très abondante. Présente des rhizomorphes de caractère exploratoire de type moyen distance (fig. 194).

EcM 34 : de forme non ramifiée, de couleur marron claire, granulée. Le mycélium extramatriciel est peu abondant (fig. 195).

Plant 5

EcM 35 : de couleur beige à marron claire avec extrémité droite de couleur marron foncé, de forme simple non ramifiée. Présente un rhizomorphe de caractère exploratoire de type courte distance (fig. 196).

EcM 36 : une EcM de couleur noir et de forme coralloïdes présente un aspect externe granuleux. Possède des pointes courbées. Elle a un manteau fongique de phase extramatricielle peu abondante (fig. 197).

Plant 7

EcM 37 : une ectomycorhize de couleur blanche et de forme non ramifié à apex plus grand que la base, granulée. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Présente un rhizomorphe de moyen distance (fig.198).

EcM 38 : elle est de morphotype non ramifié de couleur noir, sinueuse. Présente une phase extramatricielle abondante et un rhizomorphe de moyen distance (fig.199).

EcM 39 : de forme monopodiale pennées et couleur marron claire, à contact lisse. Le mycélium extramatriciel est abondant. Présente un rhizomorphe à une langue distance (fig.200).

Plant 8

EcM 40 : correspond à des ectomycorhize de couleur noir, de forme simple non ramifiées, laineuse, présente des extrémités droite et arrondie. Le manteau fongique présente une phase extramatricielle est trop abondante comme elle possède des rhizomorphes de langue distance (fig.201).

EcM 41 : elle est de couleur blanche à transparente de forme simple non ramifié à des extrémités droite, lisse. Avec un mycélium extramatriciel abondant et absence de rhizomorphe et de rhizomorphes (fig.202).

Plant 9

EcM 42 : ectomycorhizes de couleur marron foncé et de forme irrégulière à phase extramatricielle abondante. Elles ne présentent ni rhizomorphes ni rhizomorphes (fig.203).

EcM 43 : de couleur miel et de forme non ramifié, à extrémité droite. Possède un mycélium extramatriciel peu abondant. Le rhizomorphe est de type exploratoire moyenne et/ ou longue (fig.204).

Plant 10

EcM 44 : marron foncé brillant de forme irrégulière, sinueuse. Le manteau fongique présente une phase extramatricielle abondante avec présence des rhizomorphes (fig.205).

EcM 45 : elle est de forme irrégulière et de couleur noir. Présente un mycélium extramatriciel peu abondant. Elle possède un rhizomorphe de moyen distance (fig.206).

I-4-2-b- Les endomycorhizes

Les racines observées présentent diverses structures endomycorhiziennes à savoir :

- des vésicules sous différentes formes (ovales, rondes) portées par des hyphes épais ou fins non septes. Ces vésicules sont soit intracellulaires soit extracellulaires (fig.207, 208) ;
- des hyphes qui s'enroulent sur eux même forment des pelotons (fig.210, 213) ;
- des hyphes pénètrent dans les cellules pour former des arbuscules de différentes formes (fig.214) ;
- des spores intracellulaires (fig. 207, 209, 211) ;

Des endophytes (fig. 212) ont été également observés dans les cellules corticales.



Fig. 191-202 : EcM 30, EcM 31, EcM 32, EcM 33, EcM 34, EcM 35, EcM 36, EcM 37, EcM 38, EcM 39, EcM 40, EcM 41. Fig. 191: EcM 30(GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique peu abondante. Fig.192. EcM 31 (GX40). De mycélium extramatriciel abondant ; Fig. 193 : EcM 32 (GX40). Une ectomycorhize à texture externe peu abondante ; Fig.194 : EcM 33 (GX40). Un morphotype à mycélium externe très abondant. Fig.195. EcM 34 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture cotonneuse peu abondante ; Fig.196 : EcM 35 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante à rhizomorphe de courte distance ; Fig.197 : EcM 36 (GX40). De mycélium extramatriciel peu abondant ; Fig. 198 : EcM 37 (GX40). Une ectomycorhize à texture externe peu abondante à rhizomorphe de moyen distance ; Fig.199 :EcM 38 (GX40). Un morphotype à mycélium externe abondant à rhizomorphe de moyen distance ; Fig.200 : EcM 39 (GX40). Une mycorhize à manteau fongique de texture abondante à rhizomorphe bleu de de type exploratoire moyenne et/ ou longue distance ; Fig.201 : EcM 40 (GX40). De mycélium extramatriciel très abondant à rhizomorphe de courte distance ; Fig.202 : EcM 41 (GX40). De mycélium extramatriciel tabondant.

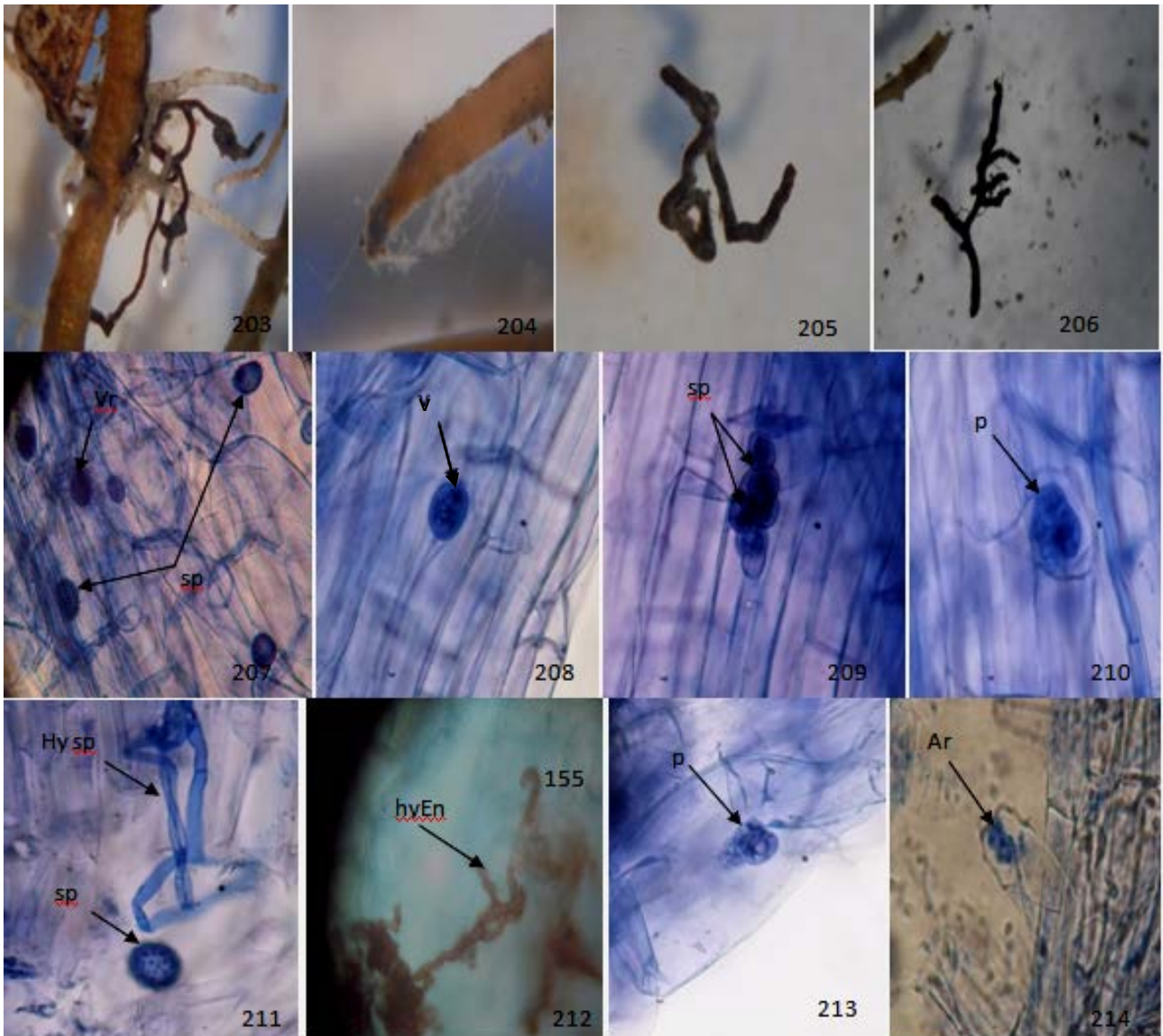


Fig. 203-206 : EcM 42, EcM 43, EcM 44, EcM 45. Fig.203. EcM 13 (GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique abondante ; Fig.204 : EcM 14 (GX40). De mycélium extramatriciel peu abondant ; Fig. 205 : EcM 15 (GX40). Une ectomycorhize à texture externe abondante ; Fig.206 : EcM 16(GX40). La phase extramatriciel de manteau fongique peu abondante à rhizomorphes de langue distance.

Fig. 207-214 : Les structures endomycorhiziennes observées (GX400) ; Fig.207 : montre une vésicule ronde ; Fig.207, 209, 211 : représentent des spores intracellulaires et intercellulaires ; Fig. 208, 210, 213 : montrent des pelotons. Fig. 211 : représente des hyphes siphonnés intracellulaires ; Fig. 212 : montre des endophytes intercellulaires ; Fig. 214 : représente un arbuscule porté par un hyphe.

I-5- Discussion

L'étude des mycorhizes de *Quercus afares* de la station de Bouchouled de la forêt de l'Akfadou, montre une grande diversité morphotypique des partenaires mycorhizien quelque soit l'âge des arbres. Nous avons inventorié 57 différents morphotypes d'ectomycorhizes chez *Quercus afares* aux différents âges (1 mois à 111 ans).

L'observation des racines des arbres adultes et des 50 plants âgés de deux à quatre mois, a permis de noter l'absence totale des formations endomycorhizienne chez l'adulte. Cependant, chez les racines des jeunes plants, nous avons noté la présence de différentes structures endomycorhizienne. Nos résultats rejoignent ceux de Bâ *et al.* (2010) et Garbaye (2013) qui rapportent le statut à double symbiose chez les jeunes plants des espèces du genre *Quercus* et un statut unique ectomycorhizien chez les arbres adultes du même genre.

Nous avons observé des mycorhizes qui présentent une très grande diversité :

De couleurs allant du blanc au jaune, à l'orange, beige, marron claire, marron foncé, noir miel argent jusqu'au vert. La couleur est un critère instable, et peut changer avec l'âge de la mycorhize et devient foncer en vieillissant (Le Poutre, 1961 ; Chilvers ,1968.) ;

Une large gamme de distributions et de forme allant du simple, ramifiée, coralloïde, pyramidale, ramifiée à tuberculée.

Une phase extramatrielle qui peut se présentée sous différents types d'exploration contact (Lisse) ; type d'exploration courte distance (hyphes abondants et courts) ; de type d'exploration moyenne et/ou longue distance (rhizomorphes fréquents ou peu abondants et bien structurées).

Selon Agerer (1988-1990), les ectomycorhizes lisses avec peu ou pas de rhizomorphes sont formées par les champignons tels que *Lactarius*, *Russula*, *Boletus* et *Xerocamus*. Les mycorhizes noirs à mycélium court et droit de couleur noir sont d'après Dommergues & Mangenot (1970), serraient due à *Cenococcum sp.*

L'étude anatomique et l'observation des différentes coupes réalisées pour les morphotypes communs établis par les champignons symbiotiques du chêne afares, révèle une structure du manteau fongique épais ou peu épais. Ces derniers présentes ou pas des ornementsations très variées (soies au cystides de différentes forme et tailles). Le manteau est d'épaisseur variée d'une mycorhize à une autre au texture plectenchymateux à pseudo-parenchymateux. Chez les EcMs de l'Afares, les coupes observées ont en

majorité révélé une texture pseudo-parenchymateuse. Selon Agerer (1995), le manteau pseudo-parenchymateux est plus évolué d'un point de vue structural et évolutif.

Le réseau de Hartig est le siège de tous les échanges entre la plante-hôte et son partenaire fongique. Chez la plupart des ectomycorhizes que nous avons observées, le réseau de Hartig s'étale sur une à trois couches de cellules corticales. Ceci a été rapporté par plusieurs auteurs chez les espèces de différentes familles d'angiospermes (Lupi & Gautero, 1967 ; Adjoud, 2004 ; Agerer & Rambold, 2004-2013 ; Di Marino, 2008 ; Adouane & Beddiar, 2011 ; Kadi- Bennane 2016 ; Harchaoui-Bournine, 2017).

Nous avons observé chez la majorité des coupes des ectomycorhizes de *Quercus afares*, un allongement radiale de la première assise de cellules corticales. Ceci atteste de l'efficacité des EcMs contractées par l'Afares. Cet allongement selon Burgess *et al.* (1994), traduirait l'efficacité de la symbiose et offrent une plus grande phase d'échange entre les deux partenaires (Peterson *et al.* 2004).

Les cellules à tanins sont tantôt absente tantôt présente. D'après Marx & Foster (1973) et Piché (1983), les tanins seraient produits par la racine pour éliminer les champignons qui ne les tolèrent pas et sélectionner ainsi les champignons symbiotiques. Cependant, elle exprime l'âge de la racine puisqu'il existe aussi dans les racines non mycorhizées.

Concernant les endomycorhizes, nous avons observé diverses structures dans les racines du chêne afares qui sont :

- des vésicules sous différentes formes (rondes, ovales) qui sont portées ou pas par des hyphes épais ou fins non septes, ces vésicules sont soit intracellulaire ou intercellulaire ;
- des hyphes de différents diamètres, ils pénètrent dans les cellules pour former des arbuscules de différentes formes ;
- des spores intracellulaires et intercellulaires ;
- des hyphes qui occupent l'intérieur de la cellule ;
- des hyphes qui s'enroulent sur eux même pour former des peletons ;

Des structures à hyphes bruns cloisonnés (endophytes) ont été observées.

Nous avons observé ces différentes structures endomycorhiziennes presque dans toutes les racines de des plants élevées au laboratoire pendant une durée de quatre mois. Dans prélèvement, nous avons

rencontré des structures plus développées quantitativement et qualitativement en fonction des régimes d'arrosage (stress hydrique).

La colonisation endomycorhizienne diffère d'un prélèvement à un autre et d'un régime à un autre. Lors du premier prélèvement des plants âgés de 1 à 2 mois, après le comptage et l'observation de différentes structures endomycorhiziennes sur des racines des plantules nous avons noté la présence des arbuscules au premier stade et deuxième stade à des taux respectifs de 24.78% et 17.99% pour le même régime par contre chez le deuxième et le troisième prélèvement nous avons noté respectivement plus de structures endomycorhiziennes moins élevées chez les plants de troisième prélèvement que au premier et au deuxième.

Partie II : caractérisation physique des plants élevés en pot.

I-1- Bilan physique

I-1-1- Hauteur et diamètre de la tige

I-1-1-a- Première période (A 5, 6 et 7 semaine de croissance)

L'analyse de la croissance en hauteur et en diamètre de 61 plants âgés entre 5 et 7 semaines en pots a permis de noter une croissance en hauteur moyenne de la tige qui varie entre 9.63 ± 2.67 avec une vitesse de croissance (VC) 0.6cm/semaine lors de la 5^{ème} semaine à 15.46 ± 9.69 avec VC= 0.41cm / semaine pour la 7^{ème} semaine (figure 215). La croissance en diamètres moyenne de la tige varie entre 2.15 ± 0.46 avec une VC=0.07cm/semaine pour la 5^{ème} semaine à 2.67 ± 2.64 et VC=0.05 cm/semaine pour la 5^{ème} semaine.

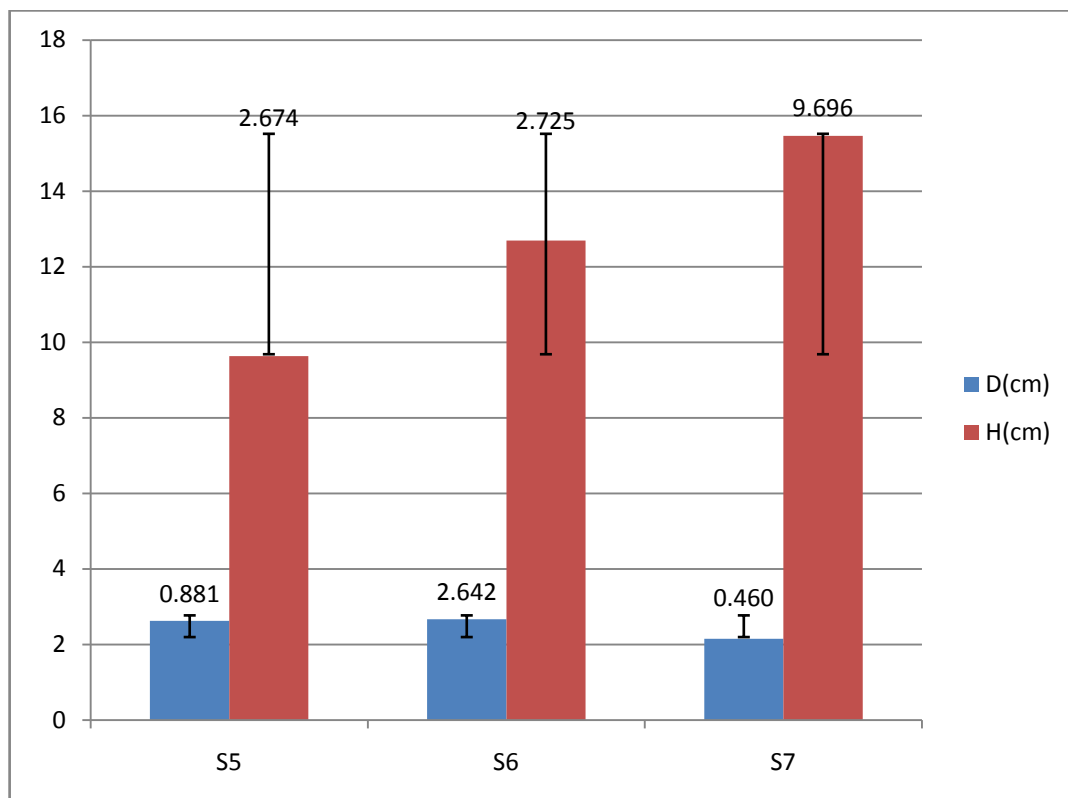


Figure 215 : variation moyens de la hauteur et du diamètre des tiges.

I-1-1-b- Deuxième période (2, 3, et 4 mois)

Des coefficients de variation (Cv) inférieur à 35% ont permis d'attester de l'homogénéité des distributions des différentes variables sur les trois différents stades de croissance arrosé par intervalle de 5 jours. Or des Cv supérieur à 35% révèlent une faible hétérogénéité, à savoir pour le taux de colonisation endomycorhizienne sur les plants de trois mois à régime d'arrosage de 10 jours (Cv=37.6%) et les plantules de quatre mois arrosés à 45jours (Cv=36.5%).

En présence des cotylédons, nous avons observé l'existence d'ectomycorhize sur les racines des cinquante plants à âge et régime d'arrosage différents, avec des taux de colonisation moyen respectif de 45.18% (2mois/5j), 51.13% (3mois/5j), 58.6% (3mois/10j), 61.37% (4mois/5j), 63.28% (4mois/45j). Lors des trois stades de développement, nous avons noté une croissance radiale journalière moyenne des plants de 0.03mm/j ; 0.02mm/j/5j, 0.03mm/j/10j ; 0.025 mm/j/5j et 0.020mm/j/45j) et une production moyenne en matière sèche qui n'a pas montré de différence significative ($p=0.05$) de 0.003g/j, 0.003g/j/5j, 0.003g/j/10j 0.006g/j/5j et 0.004g/j/45j. Quant à la production de la biomasse aérienne, une corrélation et une évolution progressive en fonction de croissance en hauteur est rapportée ($r=0.68$ (5j), $r=0.75$ (5j), $r=0.74$ (10j), $r=0.73$ (5j), $r=0.48$ (45j)). Des corrélations significatives et positives sont aussi notées entre la production en biomasse en fonction de l'accroissement de diamètre ($r=0.53$ (5j), $r=0.12$ (5j), $r=0.47$ (10j), $r=0.61$ (5j), $r=0.58$ (45j) sur les trois stades et en fonction de différents régime d'arrosage. A ce stade de croissance, nous notons l'effet négatif de la symbiose mycorhizienne (ecto-endomycorhize) sur la vigueur des plants. En effet, bien que non significative des corrélations négatives sont observés entre la variable hauteur, diamètre et le taux de colonisation ectomycorhizienne ($R=0.04$ (H), $r=-0.13$ (D)) et entre le diamètre des plants et le taux de colonisation endomycorhizienne ($r=-0.32$). La fréquence de la colonisation des racines par les pelotons semble avoir un effet négatif et significative de surcroît sur la croissance radiale du chêne afares ($r=-0.64$).

L'analyse descriptive des variables mesurées des plants de *Quercus afares* élevés en pots à fait ressortir une homogénéité des distributions des variables hauteur et diamètre. Pour les différentes périodes et traitements. La colonisation mycorhizienne s'est présentée avec un Cv inférieur de 35% cependant un Cv=37% noté sur les plants de 2mois arrosés par 5jours et de 3 mois arrosés par intervalle de 10 jours et un Cv= 36% sur les plantules de 4mois arrosé à 45jours (Tableau 2).

Tableau 2 : résultats des analyses descriptives de la distribution des différentes variables mesurées à différentes périodes.

prélèvement	Intervalle d'arrosage	Variables descriptives	H m	Dm	Endo m	Ecto m
prlt (I)	5j	M	<u>10.92</u>	<u>2.33</u>	<u>47.20</u>	<u>45.18</u>
		Ecart	2.64	0.34	17.75	4.41
		CV	<u>0.24</u>	<u>0.14</u>	<u>0.37</u>	<u>0.35</u>
		CAs	-0.006	0.913	-0.20	0.61
		CAP	-1.16	0.33	-0.81	-0.80
prlt (II)	5j	M	14.74	2.65	56.86	51.13
		Ecart	2.94	0.29	16.20	3.80
		CV	0.20	0.10	<u>0.28</u>	0.17
		CAs	0.03	0.11	1.07	0.21
		CAP	-1.17	-1.36	0.18	-1.47
	10j	M	22.56	2.90	47.20	58.62
		Ecart	3.35	0.49	17.75	6.49
		CV	<u>0.14</u>	0.16	<u>0.37</u>	0.19
		CAs	0.64	0.58	0.27	-0.20
		CAP	-0.86	-0.64	-0.83	-0.81
prlt (III)	5j	M	<u>30.43</u>	<u>2.99</u>	65.46	61.37
		Ecart	6.80	0.54	19.56	4.10
		CV	0.22	0.18	0.29	<u>0.14</u>
		CAs	0.75	-0.26	0.34	0.47
		CAP	-0.36	-0.91	-0.73	0.75
	45j	M	21.20	2.46	<u>65.80</u>	<u>63.28</u>
		Ecart	3.79	0.36	23.55	10.20
		CV	0.17	0.14	<u>0.36</u>	<u>0.30</u>
		CAs	0.11	0.05	1.11	0.54
		CAP	-0.29	-0.56	0.47	-0.58
Moy m			<u>19.97</u>	<u>2.67</u>	<u>56.30</u>	<u>55.91</u>
Ecart type			3.90	0.40	18.96	5.8
CV			<u>0.19</u>	<u>0.14</u>	<u>0.33</u>	<u>0.23</u>
CAs			0.30	0.27	0.52	0.32
CAP			-0.76	-0.62	-0.34	-0.58

En effet, nous avons noté une hauteur moyenne des tiges de 19.97 cm ($C_v=19\%$), varie de 10.92cm (prlt. I/5j) à 30.43 (prlt III/5j), avec des CV ne dépassant gère 14% (prlt. II/10j) à 24% (prlt. I) (Tableau 2, figure 216) dénotant l'homogénéité des hauteurs des plants au niveau des mêmes traitements.

Le diamètre moyen des tiges d'une valeur de 2.67mm ($C_v=14\%$) et qui varie de de 2.33 mm ($C_v=10\%$) pour le prélèvement II à 2.99 mm ($C_v=18\%$) pour le prélèvement III révèle aussi une distribution homogène des diamètres des plants des différents stades de croissance.

L'analyse de la colonisation mycorhizienne a permis de montrer :

-Un taux d'endomycorhization moyen de 56.30% avec un C_v de 33%. La moyenne de la colonisation endomycorhizienne varie entre 47.20% pour le premier prélèvement (fig. 216.a) à 65.80% pour le prélèvement III. (Tableau 2 ; figure 216).

-Et un taux de colonisation ectomycorhizienne pour l'ensemble des plants avec une moyenne de 55.91% des racines ($C_v = 23\%$) (Tableau 2 et figure 216).

Il ressort de la figure 216 que la répartition des moyennes de la hauteur et de diamètre des plants en fonction de la colonisation ectomycorhizienne et de taux de colonisation endomycorhizienne montre que la croissance en hauteur et en diamètre durant les trois stades de développement sont accompagnés d'une croissance importante et régulière de la colonisation mycorhizienne (ecto-et endomycorhizienne) dès le premier prélèvement jusque au troisième prélèvement arrosés par intervalle de 5 jours, suivie d'une stabilisation de colonisation ectomycorhizienne au deuxième prélèvement arrosé par intervalle de 10 jours et en fin une diminution des deux caractères suivie d'une régression de taux de colonisation mycorhizienne (endo-ectomycorhizienne) pour le traitement à arrosages à 45jours .

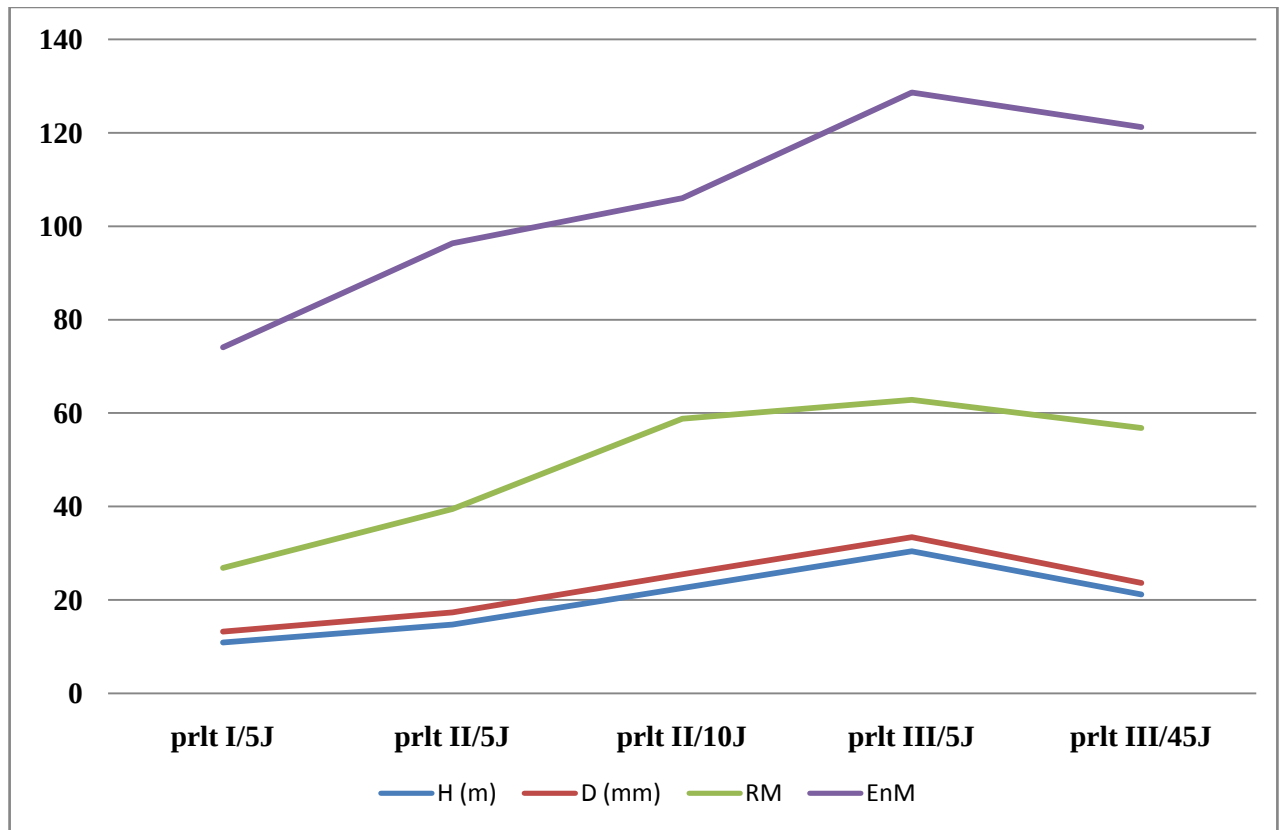


Figure 216 : variation des Hauteur, Diamètre, et de la colonisation endomycorhizienne et ectomycorhizienne en fonction de stade de croissance et de régime d'arrosage.

I-2- l'analyse en composantes principales(ACP) :

A travers les résultats de l'étude des variabilités totale des différents caractères par l'Analyse en Composantes Principales (ACP), nous constatons que pour le cercles de corrélation des différents stades à différents régimes d'arrosage, le plan formé par les axes principaux ($F_1 \times F_2$) permet d'expliqué 45.92% de l'inertie totale (variables totales) dont 33% suivant l'axe F_1 et 12.92% pour l'axe F_2 .

Cercle de corrélation :

Le cercle de corrélation a permis de noter l'existence d'une relation positive entre les variables : H, D, BMA, BMAT, BMR, MS, RM, avec des corrélations positives entre le diamètre (D) et la hauteur des plants (H) ($r= 0,40$), entre la biomasse racinaire et la hauteur des plants (H) ($r= 0.47$) et avec le diamètre (D) ($r=0.57$), entre la colonisation ectomycorhizienne (RM) et la hauteur des

plants (H) ($r=0.46$), entre la BMA et le diamètre (D) ($r=0.49$), et entre la MS et la diamètre de la tige (D) ($r=0.50$).

Enfin, les plus fortes corrélations sont par contre enregistrés entre la biomasse aérienne de la tige (BMAT) et la hauteur des plants (H) ($r= 0.84$) et le diamètre (D) ($r=0.60$), entre la biomasse aérienne (BMA) et la hauteur des plants (H) ($r=0,75$), entre la matière sèche (MS) et la hauteur des plants (H) ($r=0.73$). Il apparaît que la croissance en hauteur favorise une meilleure croissance dans laquelle est incluse la biomasse aérienne (BMA), la biomasse aérienne de la tige, la matière sèche (MS), et le diamètre qui s'avère être aussi remarquable. En effet, au niveau des plants une bonne BMA et MS est suivie d'une bonne croissance en hauteur et en diamètre

Nous notons aussi une relation positive entre les variables : Endomycorhize, Endophytes, Lf, lf, Sf. Avec des corrélations positives d'une valeur de 0,61 entre longueur des feuilles et la surface foliaire. Une corrélation de 0,59 entre la largeur des feuilles et la surface foliaire, et une valeur du $r= 0.33$ est enregistrée entre la surface foliaire et la colonisation endomycorhizienne.

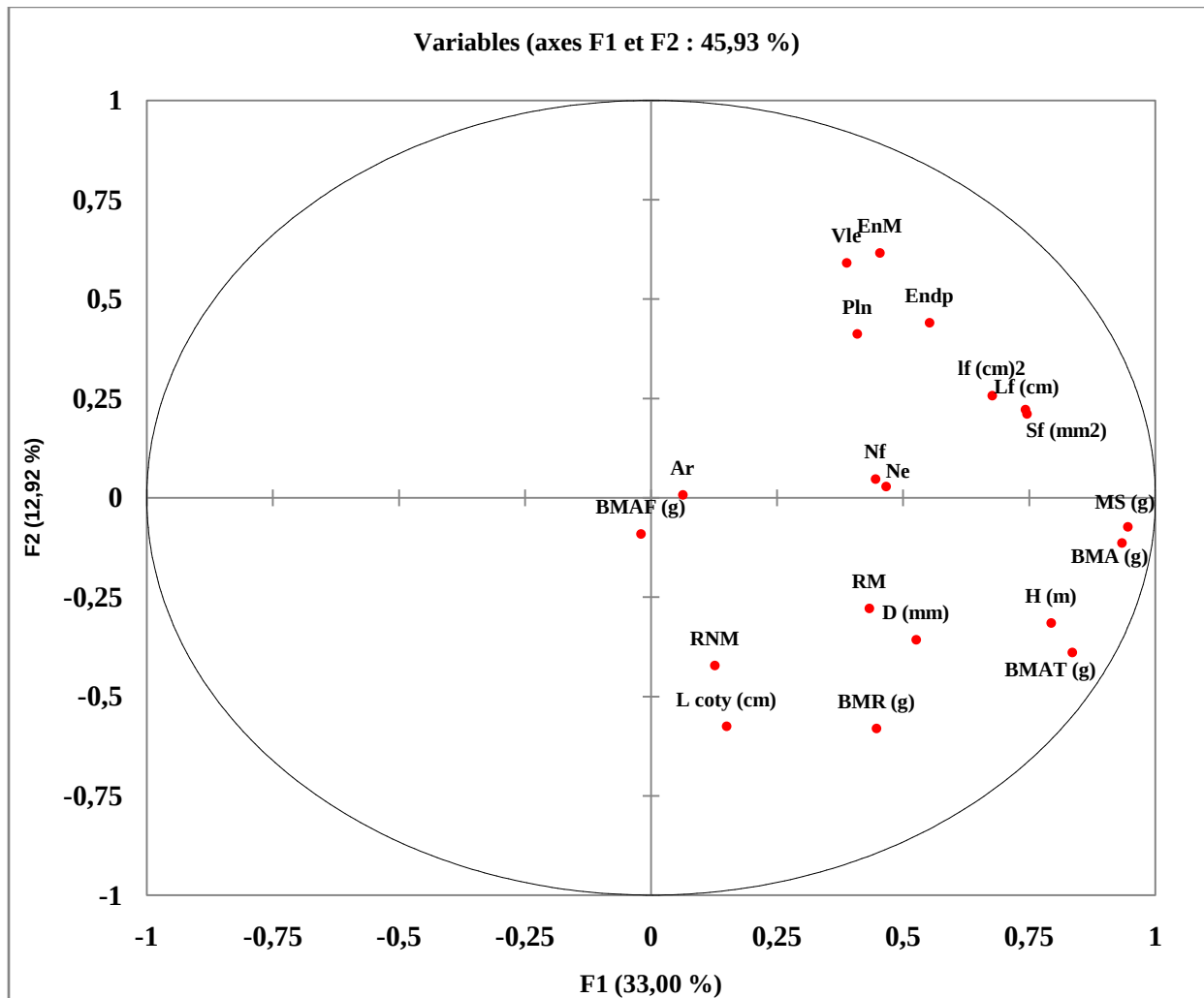


Figure 217 : le cercle de corrélation globale.

➤ Plan factoriel :

A partir de la représentation du plan factoriel, les coordonnées des variables et cosinus carré des individus, la disposition des individus par rapport aux variables permet de distinguer deux groupes A et B (fig. 218).

Groupe A : représente la partie positive de l'axe F1. Il se caractérise par une forte croissance en hauteurs et diamètres des plants, biomasse aérienne, matière sèche et biomasse aérienne de la tige, avec un taux de colonisation ectomycorhizienne moyen. Les plantules et les stades de croissances qui

présentent les meilleurs caractéristiques du groupe sont : 27 (prlt. II/10j), 31, 32, 33, 35, 36, 37, 39 (prlt. III/5j) et 42, 46, 50 (prlt. III/45j)

Groupe B: représente la partie positive de l'axe F2. Il se caractérise par une forte surface foliaire, largeur et longueur des feuilles et une bonne colonisation endomycorhizienne. Les plants et les stades qui représentent ce deuxième groupe sont les suivantes : 23, 26 (prlt. II/10j) ; 30, 38 (prlt. III/5j), et 40, 41, 45, 47, 48, 49 (prlt. III/45j).

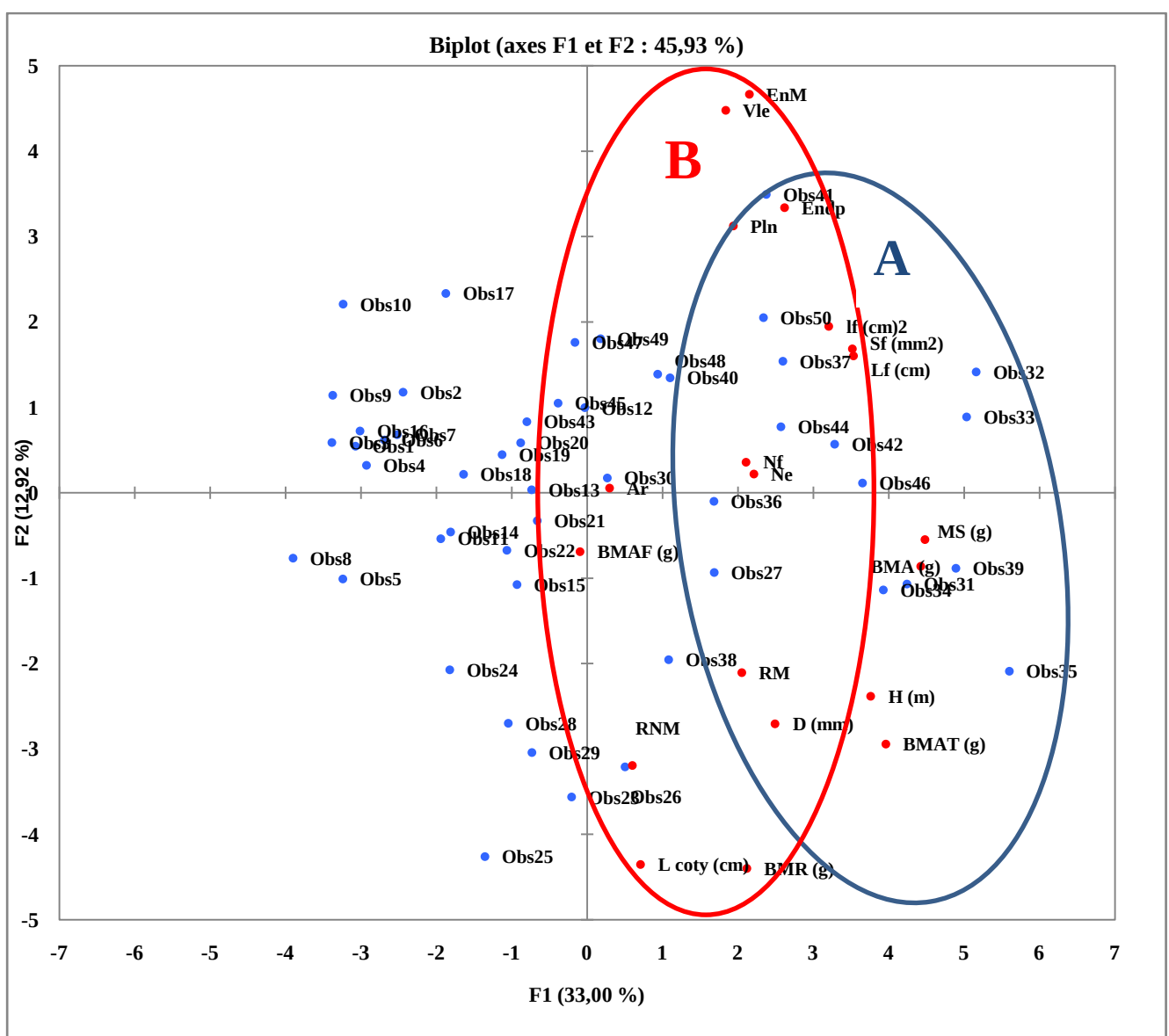


Figure 218 : Projection des individus et variables de références sur le plan factoriel (1*2).

I-3- Discussion

L'analyse de la variance a révélé des différences significatives à $p=0.05$ entre les plants des différents prélèvements. Ainsi, qu'une différence de croissance en fonction de régime d'arrosage. Au vu des résultats obtenus au bout des quatre mois de suivi de la croissance des jeunes plants pendant 4 mois avec des régimes d'arrosage contrôlés, nous avons noté une croissance mensuelle en hauteur de 5.46cm pour le prlt I/5j, 4.91cm pour le prlt II/5j, 7.52cm dans les plants de prlt II/10 jours, 7.60cm sur le prlt III/5j et 5.30cm pour les plants de prlt III/45j. Quant au diamètre il évolue de 1.16mm pour les plantules de prlt I/5j, 0.88mm (prlt II/5j), 0.96mm (prlt II/10j), 0.74mm (prlt III/5j) et en fin 0.61 pour les plants de prlt III/45j.

Selon la période de croissance, les plants produits en pots avec régime d'arrosage à intervalle de 5 jours ont révélé une bonne robustesse des plants avec un ratio de robustesse ($RR=H/D$) inférieur à 8 pour les plants du premier et les deux traitements du deuxième prélèvement (4.67, 5.56 et 7.76). Les plants issus du troisième prélèvement ont quant à eux présenté une faible robustesse qui s'exprime avec un ratio ($RR=10.17$ et 8.59) supérieur à 8 qui dénote une croissance des plants soumis à un effet de compétition et de disponibilité de l'eau pour les plants arrosés à 45 jours. Selon les normes citées par Lamhamedi *et al.* (2000), le ratio de robustesse : Hauteur/Diamètre au collet (H/D) exprimé en cm/mm devrait être inférieur à 8 lorsque le plant devrait atteindre un objectif de 28 à 40cm quant le diamètre au collet varierait entre 4 et 5 mm.

L'étude qualitative et quantitative a permis de mettre en évidence la présence de la double symbiose sous ces deux formes endomycorhizienne et ectomycorhizienne chez *Quercus afares* au stade semis.

Les plants chêne *afares* mycorhizés se développent même en conditions d'arrosage de 45 jours (stress hydrique). Nos résultats montrent que les plants des trois stades répondent différemment au régime d'arrosage et à la colonisation mycorhizienne (endo et ectomycorhiziennes) avec une baisse de taux de colonisation de la double symbiose pour les plants avec restriction en eau pendant 45j, bien que, Les plantules sont encore dépendantes et sous l'effet des réserves cotylédonaire. En effet, selon Marshall & Kozlowski, (1976) ; Mulligan & Patrick, (1985) ; et Kitajima, (2002), les plants ectotrophes sont dépendent d'abord de leur réserves cotylédonaire pour leur croissance juvénile.

Les résultats obtenus suite à l'étude en deux parties montrent une large diversité des partenaires mycorhiziens chez le chêne afares aux différents stades de développement. Cette étude nous a permis d'inventorier 57 morphotypes chez les arbres adultes et 45 chez les plants de 1 à 4 mois. Dix huit ectomycorhizes sont commune à tous les stades et aux plants en pots. Plusieurs travaux ont mis l'accent sur l'action des mycorhizes sur la nutrition des plantes (Oihabi & Meddich, 1996 ; Plenchette & Strullu, 1996). Strullu, (1991) qui attribuent l'effet positif des champignons par leurs hyphes extramatriciel qui permettent d'explorer un volume considérables de substrat Ceci justifie l'adaptation et l'efficacité de la symbiose aux stress hydriques. Agerer, (2000) et Auge, (2001) ont signalés que l'amélioration de la nutrition hydrique des plantes grâce à la symbiose mycorhizienne par une meilleure utilisation de l'eau par la plante en raison du volume de sol exploré par les hyphes mycéliens.

L'étude morpho-anatomique des mycorhizes montrent qu'elles sont toutes constituées de l'intérieur vers l'extérieur d'un manteau épais ou peu épais. De type pseudo-parenchymateux ou plectenchymateux. Un réseau de Hartig allongées d'une à trois couches de cellules corticales. Les tanins sont soit absent soit présent sur une seule couche de cellules corticales. Nos observations, nous permettent d'affirmer le fonctionnement de la symbiose ectomycorhizienne.

L'analyse des racines de différents arbres de l'Afares a permis de noter l'absence de la colonisation endomycorhizienne au niveau des racines des sujets adultes. En effet, plusieurs auteurs (Wang et Qiu, 2006 ; Smith et Read, 2008 ; Garbaye, 2013) ont rapporté l'absence de structure endomycorhizienne chez les espèces du genre *Quercus*.

Cependant, chez les jeunes plants, les structures endomycorhiziennes sont variées au sein d'un même plant. Elles présentent différentes caractéristiques morphologiques qui indiquent l'implication de plusieurs champignons endomycorhiziens. En effet, chez les jeunes plants des espèces du genre *Quercus*, l'endomycorhization a été rapporté par plusieurs auteurs (Garbaye 1990 ; Boudiaf et Beddiar, 2011).

L'établissement de la mycorhization, selon Mosse *et al.* (1981), passe par 3 phases dans la cinétique de mycorhization : Phase initiale à l'installation de champignon mycorhizogène. La phase d'augmentation rapide de l'infection suivie en troisième lieu de plateau qui constitue la phase de stabilisation de l'infection. En effet, chez les plants de chêne afares cultivés en pot, nous avons observé une cinétique semblable à partir du premier mois. La stabilisation de la colonisation par les endomycorhizes est atteinte au bout du troisième mois de croissance qui correspond probablement au

repos de croissance entre deux vagues de croissance. Le chêne est caractérisé par une croissance rythmique qui s'exprime par plusieurs périodes d'élongation (vagues de croissance) (Chaar & Colin, 1999). En effet, Collet *et al.* (1999) rapportent la présence de ces mêmes vagues de croissance chez le chêne liège que nous avons également observé chez le chêne afares.

Lors du suivi de la croissance des plants en pots, nous n'avons noté aucune différence significative en gain de croissance (H, D, BMA, BMAT, BMR, MS, RM) entre les différents stades de l'expérimentation. En effet, d'après Bâ *et al.* (1994) au stade cotylédonaire, les plants forestiers sont colonisés par des champignons ectomycorhiziens, mais n'en dépendent pas pour leur croissance. Les plants à petites graines (glands) ont tendance à épuiser plus rapidement leurs réserves cotylédonaire que les plantes à grosses graines (Allsopp & Stock, 1992). En effet, la réponse des plants aux régimes d'arrosage s'est traduite du point de vue physique par le ralentissement de l'accroissement des plants en hauteur et en diamètre, et sur les plans fongiques par l'augmentation de taux de colonisation mycorhizienne.

Notre étude a permis de démontrer la présence effective des deux types de mycorhizes chez le chêne afares au stade jeunes plants et la présence singulière des partenaires ectomycorhizien chez les arbres adultes. *Quercus afares* présente une grande richesse en partenaires fongiques ectomycorhiziens au niveau des stades adultes et semis. Toute fois, la diversité des partenaires est croissante du stade jeunes semis au stade adulte.

Nous avons mis en évidence la présence de structures endomycorhiziennes chez plantules de cette même espèce.

Les plants élevés au laboratoire ont obtenu une qualité de mycorhization satisfaisantes après seulement 4 mois de culture. Les résultats de notre étude a permis de conclure de la dépendance des plants de chêne afares vis-à-vis de la colonisation mycorhizienne et des réserves cotylédonaire. L'évaluation de l'effet de cette colonisation sur la croissance des plantules aux conditions des régimes d'arrosage différents à savoir (5, 10, et 45 jours) sur les différents stades de développement de (1à2, 3 et 4 mois) n'ont révélé aucune différence significative.

En perspective, il serait intéressant de poursuivre ce travail par l'identification de ces partenaires fongiques et de déterminer les espèces les plus performantes à fin de produire des plants mycorhizés et résistant aux différentes contraintes de milieu. L'étude de l'effet de la symbiose sur les différents caractères et paramètre de croissance en fonction de multiples facteurs écologiques et environnementaux peut apporter des éléments de réponse pour le maintien des espèces forestières dans leurs milieux naturelle.

Références bibliographiques

- Agerer R., 1987. Studies on ectomycorrhizae XI. Mycorrhizae formed by *Cortinarius obtusus* and *C. venetus* on spruce. *Mycologia*, 79 (4) :524-539.
- Agerer R., 1988-1990. *Colour atlas of ectomycorrhizae*, Agerer (ed.). einhorn-Verlag, Schwabish Gmund.
- Agerer R., 1991. Characterization of ectomycorrhiza. In : J.R.Norris, D. J. Read & A. K. Varma (eds.).experiments with mycorrhiza. *Methods in microbiology*. Acad. Press, 23 : 25-73.
- Agerer R., 1995.anatomical characteristics of identified ectomycorrhizas : an attempt towards a natural classification. In : Mycorrhiza : structure, function, molecular biology and biotechnolog. A. Varma & B Hock (eds). Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, pp. 85-734.
- Allen M.F., Smith W.K., Moore T.S. & Christensen M., 1980. Phytohormone changes in *Bouteoua gracilis* infected by vesicular-arbuscular mycorrhizae. I. cytokinin increases in the host plant. *Can. J. bot.*, 58 : 371-374.
- Allen M.F., Smith W.K., Moore T.S. & Christensen M., 1981. Comparative water relations and photosynthesis of mycorrhizal and non-mycorrhizal *Bouteoua gracilis*. *New Phytol.*88 :683-693.
- Auge, R.M. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11: 3-42.
- Bâ, A.M., 1990. Contribution à l'étude de lasymbiose ectomycorhizienne chez deux essences forestières d'Afrique intertropicale : *Azelia africana* Sm.et *Upaca guineensis* mull. Arg. thèses de doctoratd'université, Univ. De Montpellier, 193p.
- Bâ, A.M., Balaji, B. & Piche, Y. (1994). Effect of time of inoculation on in vitro ectomycorrhizal colonisation and nodule initiation in *Acacia holosericea* seedlings.*Mycorrhiza*, 4: 109-119.
- Bâ, A.M., Diédhiou A.G., Prin Y., Galiana A., Duponnois R., 2010. Managment of ectomycirrhizal symbionts associated to useful exotic tree species to improve reforestation performances in tropical Africa. *Annals of Forest Sciences*, 67 : 301-310.
- Barry A., Garnsey H.E.F. 1887. Comparative morphology and biology of the fungi, mycetoza and bacteria. Clarendon Press.

- Bjorkman E., 1949. The ecological significance of the ectotrophic mycorrhizal association in forest trees. *Sven. Bot. Tidskr.*, 43, 223p.
- Bolan, N.S. (1991). A critical review of the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant & Soil*, 134: 189-207.
- Boudy P., 1950. Economie forestière nord-africaine. *Monographie et traitement des essences forestières*. La rose (eds.). Paris, 2 (2) : 350-387.
- Boughedaoui L., 1984. Etude sur les mycorhizes du pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill). *Thèse de Magister en sciences Agronomiques*, I.N.A Alger ; 79p.
- Boullard B., 1968. Les mycorhizes. Ed Masson et cie. Paris., 135p.
- Bousquet N., 1987. Etude immunoenzymatique des phosphatases acides des champignons ectomycorhiziens. Thèse de doctorat d'université, U.S.T.L., 193p.
- BOWEN G.D., 1968. Phosphate uptake by mycorrhizas and uninfected roots of *Pinus radiata* in relation to root distribution. *Transactions of the 9th International Congress of Soil Science Society*, (Adelaïde), vol. 2, 1968, pp. 219-228.
- Brownlee C., Duddridge J. A., Malibari A., Read D. J., 1983. The structure and function of mycelial system of ectomycorrhizal roots with special reference to their role in forming inter-plants connections and providing pathways for assimilate and water transport. *Pl. soil* : 71,433-443.
- Brundrett, M.C. (1991). Mycorrhizas in natural ecosystems. In: Macfayden A., Begon M. and Fitter A.H. (Eds), *Advances in Ecological Research*, Academic Press Ltd., London, Vol. 21 : 171-313.
- Brundrett, M.C., 2002. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*, 154:275-304.
- 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 & Soil*, 320: 37-77.

- Burgess T., Dell B., Malajczuk N., 1994. Variation in mycorrhizal development and growth stimulation of 20 isolates of *Pisolithus* inoculated onto *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden. *New Phytologist*, 127:731-739.
- Charr H., Colin F., 1999. Développement en hauteur des régénérations de chêne sessile. *Rev. For. Fr.* *LI*, 2 : 341-354p.
- Clement A., Garbaye J. & Le Tacon f., 1977. Importance des ectomycorhizes dans la résistance au calcaire du pin noir (*Pinus nigra* Arn. Ssp. *nigricans* Host.). *Oecol. Plant.*, 12 :111-132.
- Cress W.A., Throneberry G.O. & Lindsey D.L., 1979. Kinetics of phosphorus absorption by mycorrhizal and non-mycorrhizal tomato roots. *Plant Physiol.*, 64 : 484-487.
- Dautrebande G., 1989. Étude anatomique et technologique de *Quercus afares* Pomel de Grande Kabylie (Algérie). Mémoire ingénieur, université de Louvain, Belgique, 87 p.
- Davet P., 1996. Vie microbienne du sol et production végétale. 1ère édition, INRA, Paris.
- Dodd J.C., Rosendhal S., Giovannetti M., Broome A., Lanfranco L. and Walker C., 1996. Inter- and intraspecific variation within the morphologically similar arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus mosseae* and *Glomus coronatum*. *New Phytol.*, 133 : 113-122.
- Dommergues Y. and Mangenot F., 1970. Écologie Microbienne du sol. Masson, Paris, 796p.
- Duddridge J.A., Malibari A. & Read D.J., 1980. Structure and function of mycorrhizal rhizomorphs with special reference to their role in water transport. *Nature*, 287 : 834-836.
- Duchesne L. C., Peterson R.L. & Ellis B.E., 1988. Pine root exudates stimulate the synthesis of antifungal compounds by the ectomycorrhizal fungus *Paxillus involutus*. *New Phytol.*, 108 : 471-476.
- Duponnois R., Sanon A. Hafidi M. Ndoye I. Bâ A. M. 2013. Généralités sur la symbiose mycorrhizienne : Introduction. Ecosystemes méditerranéens, tropicaux et insulaires IRD Editions. Institut De Recherche Pour Le Développement. Marseille, 2013., ISBN : 978-2-7099-1827-5
- Durieu G., 1993. Ecologie des champignons. Volume 23 de collection d'écologie. Ed. Masson. 207p.
- Fitter A.H., 1991. Implication for functioning under natural conditions. *Experientia* 47(1991) 350-355. Fontana

- Fortin J. A., Plenchette C. and Piché Y., 2008. Les mycorhizes. La nouvelle revolution verte. MultiMonde Quac. (Eds.), Quebecs, 131 p.
- Fontana A (1985) Vesicular arbuscular mycorrhizas of *Ginkgo biloba* L. in natural and controlled conditions. *New Phytol* 99: 441-447.
- Francis R. & Read D. J., 1994. The contribution of mycorrhizal fungi to the determination of plant community structure. In : A. D. robson, Abott L K (eds.). *Management of mycorrhizas in Agriculture, Horticulture and Forestry*. Kluwer Academic Publishers, pp. 11-26.
- Frank A.B., 1877. Über die biologischen Verhältnisse des Thallus einiger Krustenflechten. Beiträge zur Biologie der Pflanz en , vol. 2, pp. 123-2 00.
- Frank B., 1885. Über die auf Wurzelsymbiose breuhende Ernährung gewisser baume durch unterirdische Pizle. Ber. Derntsch. Bot. Ges ., 3 : 128-145.
- Garbaye J. 2013. La symbiose mycorhizienne. Synthèse edit-Quae. 251p.
- Gay G., 1978. Influence de trois champignons ectomycorhiziens, *Hebeloma sarcophyllum* peck, *hebeloma hiemale* bresadola et *Suillus* (Inz) Marchand, sur la croissance, le développement et la nutrition minérale de jeunes plantules de *Pinus halepensis* Mill. *Thèse de Doctorat*, Université Claude-Bernard, Lyon I, 159p.
- Gay G., 1986. Effet of glucose on indole-3-acetic acid production by the ecomycorrhizal fungus *Hebeloma hiemale* in pure culture. *Physiol. Vég.*, 24 :185-192.
- Gay G., 1988. Rôle des hormanes fongiques dans les associations des ectomycorhizes. *Cryptogam. Mycol.*, 9 (3) : 211-219.
- Gay G. & Gea L., 1994. Rôle de l'auxine fongique dans la formation des ectomycorhizes. *Acta. Bot. Gall.* 141 : 1-6.
- Gélard J-P., 1979. Géologie du Nord-Est de la Grande Kabylie. Thèse Doct. ès Sciences. Univ. de Dijon, France, 335p + planches et 1 carte au 1/25.000 h.t.
- Gianinazzi-Pearson V., 1982. Importance des mycorhizes dans la nutrition et la physiologie des plantes. In : S.Gianinazzi ;V. Gianinazzi-Pearson et A. trouvelot (eds). Les mycorhizes, partie intégrante de la plante : biologie et perspectives d'utilisation. I.N.R.A., Publ., pp. 51-59.

- Gobat, J.M., Aragno, M. & Matthey, W. (2003). Le sol vivant, 2e Edition. Presses Polytechniques Universitaires Romandes, Lausanne. 568 p.
- Gorenflot R., Guern M., 1989. *Organisation et biologie des Thallophytes*. Ed. Doin, Paris.
- Goss.R. W., 1960. Mycorrhiza of ponderosa pine in Nebraska grassland soil. Univ. Nebraskaa Agron. Exp. Res. Bull., 192 ; 1-47.
- Guehl J.M. & Garbaye J., 1990. The effects of ectomycorrhizal status on carbon dioxide assimilation capacity, water-use efficiency and response to transplanting in seeding of *Pseudotsuga menziesii* (Mird) Franco. *Annales des sciences Forestières*, 47 : 551-563.
- Hamza N., 2014. Application des mycorhizes arbusculaires en culture maraîchère cas de la pastèque (*Citrullus lanatus*). *Thèse de Magister*, Université Ferhat Abbas Sétif. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie., 54 p.
- Harley J. L., 1969. The biology of mycorrhiza. *Plant Science Monographs*, Leonard Hill (eds.), London, 334 p.
- Harley J. L., 1978. Nutrient absorption by ectomycorrhizas. *Physio. Vég.*, 16 : 543-555.
- Harley J.L., and Smith S.E., 1983. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, Londres, New York, 483p.
- Hart, M.M., Reader, R.J. & Klironomos, J.N. (2003). Plant coexistence mediated by arbuscular mycorrhizal fungi. *Trends in Ecology & Evolution*, 18: 418-423.
- Hatch A. B., 1937. The physical basis of mycotrophy in the genus *Pinus*. *Black Rock For. Bull.*, 6 : 1-168.
- Hodge A., Alexander I. J. & Gooday G. W., 1995. Chitinolytic activities of *Eucalyptus pilularis* and *Pinus sylvestris* root systems challenged with mycorrhizal and pathogenic fungi. *New phytol.*, 131 : 255-261.
- Janos (D.), 1980. Vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in an Amazonian rainforest. *Acta Amazonica*, vol. 10 : 527- 533pp.
- Jordy M. N., 1996. Etude cinétique de l'association ectomycorhizienne *Betula pendula* / *Paxillus involutus* : approche ultra structurale et cytolocalisation de composés polysaccharidiques et azotés. DEA, Université Nancy I.

- Kadik B., 1973. Influence de la mycorhization sur la croissance de jeunes plants de *Pinus halepensis* Mill. *Mémoire d'ingénieur*. I.N.A d'Alger, 45p.
- Kisa, M., Sanon, A., Thioulouse, J., Assigbetse, K., Sylla, S., Spichiger, R., Dieng, L., Berthelin, J., Prin, Y., Galiana, A., Lepage, M. & Duponnois, R. (2007). Arbuscular mycorrhizal symbiosis counterbalance the negative influence of the exotic tree species *Eucalyptus camaldulensis* on the structure and functioning of soil microbial communities in a sahelian soil. *FEMS Microbiology Ecology*, 62: 32-44. Kitajima 2002
- Kormanik P.P., Mc Graw A.C., 1982. Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plant roots. In : *Methods and Principles of Mycorrhizal Research* / Schenk Ed. Chicago : The American Pathological Society., 37-45 pp.
- Lamhamedi M. S., Ammari Y., Bertrand F., Fortin J.A., & Margolis H., 2000. Problématique des pépinières forestières en Afrique du Nord et stratégie de développement. *Cahiers Agriculture*. 9, 5 : 369-80.
- Lanier L., Bondoux P., & Bellemere A., 1976. Mycologie et pathologie forestière. Tome I : *Mycologie forestière*. Masson (eds.), Paris, 487p.
- Lapeyrie F. F., Ranger J. & Vairelles D., 1991. Phosphates solubilising activity of ectomycorrhizal fungi *in vitro*. *Can J. bot.*, 69, 342-346.
- Laribi M., 1999. Contribution a 'étude phytosociologique des formations caducifoliées à *Quercus canariensis* Will. Et *Quercus afares* Pomel. De massif d'Ath Ghobri-Akfadou (Grande Kabylie). Thèse de magister. Univ. M Mammeri de Tizi-Ouzou, 155p.
- Laribi M., 2000. Contribution à l'étude phytosociologique des formations caducifoliées à *Quercus canariensis* Willd. Et *Quercus afares* Pomel du massif d'Ath Ghobri-Akfadou (Grande Kabylie). Thèse magistère, Institut de biologie, université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 93 p. + annexes.
- Le Poutre B. & Chilvers G. A ; 1968. Some distinctive types of eucalypt mycorrhiza. *Aust. J. bot* 16. 49-70.
- Le Tacon F., 1976. La présence de calcaire dans le sol. Influence sur le comportement de l'épicéa commun (*Picea excelsa* Link) et du pin noir d'Autriche (*Pinus nigra* Host). *Thèse de Doctorat*, Nancy, 213p.

- Le Tacon F., 1982. Les perspectives de la maîtrise de la mycorhization en sylviculture. In : S. Gianinazzi, V. Gianinazzi-Pearson et A. Trouvelot (eds.). *Les mycorhizes, partie intégrante de plante : biologie et perspectives d'utilisation*. I.N.R.A., Publ., Paris., 13 : 273-285.
- Le Tacon F., 1985. La maîtrise des associations mycorrhiziennes en pépinières forestières. 249p.
- Le Tacon F., Bouchard D., 1986. Effects of different ectomycorrhizal fungi on growth of Larch, Douglas-fir, Scots pine and Norway spruce seedlings in fumigated nursery soil. *Oecol. Appl.* 7 : 389-402.
- Le Tacon F., Garbaye J. & Carr G., 1987. The use of mycorrhizas in temperate and tropical forest. *Symbiosis*, 3 : 179-206.
- Le Tacon F., Selosse M.A., 1994. La place des symbioses mycorrhiziennes dans l'évolution et la colonisation des continents par la vie. *Acta Bot. Gallica*, 141 (4) : 405-419.
- Leyval, C. & Berthelin, J. (1993). Rhizodeposition and net release of soluble organic compounds by pine and beech seedlings inoculated with rhizobacteria and ectomycorrhizal fungi. *Biology & Fertility of Soils* 15: 259-267.
- Lopez A., 1987. Experiments on competitiveness of tree endomycorrhizal fungi. *Plant soil*. 97 : 155-170.
- Louche 2009
- Manjunath, A., Hue, N.V. & Habte, M. (1989). Response of *Leuceana leucocephala* to vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization and rock phosphate fertilization in an Oxisol. *Plant & Soil*, 114: 127-133.
- Margaliss 1981
- Marshall P. E. & Kozlowski T. T., 1976. Importance of photosynthetic cotyledons for early growth of woody angiosperms. *Physiology Plantarum*, 37 : 336-340.
- Martin F., Ramstedt M. & Soderhall K., 1987. Carbon and nitrogen metabolism in ectomycorrhizal fungi and ectomycorrhizas, *Biochimie*, 69 : 569-581.
- Marx D. H., 1970. The influence of ectotrophic mycorrhizal fungi on the resistance of pine roots to pathogenic infection. V. Resistance of mycorrhizae to infection by vegetative mycelium of *Phytophthora cinnamomi*. *Phytopathology*, 60, 1472.
- Marx D. H., & Brayn W.C., 1970. Pure culture synthesis of ectomycorrhizae by *thelephora terrestris* and *pisolithus tinctorius* on different conifer hosts. *Can. J. bot.*, 48 : 253-255.

- Marx D. H., 1973. growth of ectomycorrhizal and nonmycorrhizal shortleaf pine seedlings in soil with *phytophthora cinnamomi*. *Phytopathology*, 63 : 18-23.
- Marx D. H., & Brayn W.C., 1975. Growth and ectomycorrhizal developpement of loblolly pine seedlings in funigated soil infested with the fungal symbiont *Pisolithus tinctorius*. *For. Sci.*, 21 : 245-254.
- Marx D. H., & Brayn W.C. & Cordell C. E., 1977. Survival and growth of pine seedlings with *Pisolithus* ectomycorrhizae after two years on reforestation sites in North Carolina and Florida. *For. Sci.*, 3 : 336-373
- Messaoudene M., 1989. Étude dendroécologique et productivité de *Q. canariensis* Willd. et de *Q. afares* Pomel dans les massifs de l'Akfadou et de Beni-Ghobri en Algérie. Thèse de doctorat en sciences, université Aix-Marseille III, 124 p.
- Meyer F. H., 1973. Distribution of ectomycorrhizae in native and man-made forest. In : Marks G. C. & Kozlowski T. T. (eds.). *Ectomycorrhizae, their ecology and physiology*. Academic press, New York, London, 79-105.
- Mikola P., 1973. Application of mycorrhizal symbiosis to foresty practice. In : Marks G. C. & Kozlowski T. T. (eds.). *Ectomycorrhizae, their ecology and physiology*. Academic press, New York, London, 383-41.
- Moser M. & Haselwander K., 1983. Ecophysiology of mycorrhizal symbiosis. In : Encyclopedia of plant physiology, New Series, Eds O. L. lange. P. S. Nobel, C. B. Osmond and H. Ziegler. Spiringer, Berlin-Heidelberg-New York, 12 :p. 392-421.
- Mousain D., 1984. La mycorhization *in vitro* : influence des facteurs nutritinnels et physiquas sur l'établissement des ectomycorhizes. *Actual bot.* 2 : 41-46.
- Mousain D., 1989. Etude de nutrition phosphatée de symbiotes ectomycorhiziens. *Thèse de Doctorat d'Etatès Sciences*, USTL, Montpellier, 24p. *Actual bot.* 2 : 41-46.
- Mosse B., Stribley D.P. & Le Tacon F., 1981. Ecology of mycorrhizae and mycorrhizal fungi. In : Alixander M (ed). *Advances in microbial ecology*, New-York, Cornell Union, Plenum publishing corporation, 4 : 137-210.

- Mulligan D. R., Patrick J. W., 1985. Phosphorus and carbon budgets of *Eucalyptus pilularis* Smith seedlings during their cotyledonary phase of growth. *Australian Journal of plant physiology*, 12 : 535-548.
- Newsham K. K. & Fetter A.H., Watkinson A. R., 1995. Multi-functionality and biodiversity in arbuscular mycorrhizas. *TREE* 10 : 407-411.
- Nezzar-Houcine H., Bouteville R. J., Guinberteau J., Perrin R. & Chevalier G., 1998. La macroflore fongique de *cedrus atlantica* (Endl.) Mantti ex carriér. II-Les champignons ectomycorhiziens d'une cédraie du massif du Djurdjura (Algérie). *Cryptogam- Mycol.* (sous presse).
- Norman M.J.T., Pearson C.J. & Searle P.G.E., 1995. *The Ecology of Tropical Food Crops*. Cambridge University Press, Cambridge. 436 p.
- Nouaim R., Lineres M., Esvan J.M., & Chaussod R., 1994. Mycorrhizal dependency of micropropagated argan tree (*Argania spinosa*) : II) Mineral nutrition. *Agroforestry Systems*, 27 : 67-77.
- Oihabi A. & Meddich A., 1996. Effet des mycorhizes à arbuscules (MA) sur la croissance et la composition minérale du trèfle. *Cahiers Agricultures* 5(5): 382-386.
- Parke J. L., Linderman R.G. & Black C. H., 1983. The role of ectomycorrhizas in drought tolerance of Douglas-fir seedlings. *New Phytol.*, 95 : 83-95.
- Payronel B., Fassi B., Fontana A. & Trappe J., 1969. Terminology of mycorrhizae. *Mycologia*, 61 : 410-411.
- Peay K., Kennedy P.G., Davies S.J., Tan S. & Bruns T., 2000. Potential link between plant and fungal distributions in a dipterocarp rainforest: community and phylogenetic structure of tropical ectomycorrhizal fungi across a plant and soil ecotone. *New Phytologist*, 185: 525-538.
- Peterson R.L., Massicotte H.B., Melville L., 2004. *Mycorrhizas: anatomy and cell biology*. NRC Research Press and CABI Publishing, Ottawa and Wallingford.
- Phillips J. H. & Hayman D. S., 1970. Improved procedure for clearing and staining parasitic and vesicular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Mycol. Soc.* 55 : 158-161.

- Piché Y., Peterson R. L., Howarth m. J., Fortin J. A., 1983. A structural study of the interaction between the ectomycorrhizal fungus *Pisolithus tinctorius* and *Pinus strobus* roots. *Can. J. Bot.*, 61, 1185-1193.
- Piou D., 1977. Importance de la mycorhization sur le comportement et la nutrition des arbres forestiers. *Mémoire de 3^{ème} année*, ENITEF, Publication I.N.R.A-C.N.R.F. de Nancy, 71p.
- Plenchette C., 1982. Recherche sur les endomycorhizes à vésicules et arbuscules. Influence de la plante-hôte, du champignon et du phosphore sur l'expression de la symbiose endomycorhizienne. Ph. D Thesis, Univ. Laval, Québec, Canada.
- Plenchette C & Strullu DG (1996) Les mycorhizes, situation et perspectives pour le pépiniériste et l'horticulteur. *PHM Revue Horticole* 365: 72-76.
- Pomel A., 1874. Nouveau matériaux pour la flore atlantique. Paris. Savy, 399p.
- Quezel P., 1956. Contribution à l'étude des forêts à feuilles caduques d'Algérie. Mémoires de la Société d'histoire naturelle d'Afrique du Nord, 1 : 1-57.
- Quezel P., SANTA S., 1962. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Paris, France, Cnrs éditions, 2 vol., 1 170 p.
- Quézel P., 1976. Les forêts du pourtour méditerranéen in Forêts et maquis médit.: Ecologie, conserv. et aménag.(note tech. du M.A.B. n°2) Unesco: 9-33.
- Reid C.P.P. & Woods F.W., 1969. Translocation of C¹⁴-labelled compounds in mycorrhiza and its implications in interpreting nutrient cycling. *Ecology*, 50 : 179-181.
- Riedacker A., 1976. Etude des possibilités de modifier la morphogénèse juvénile des systèmes racinaires de quelques espèces forestières. Applications pratiques. *14^{ème} Proc. I.U.F.R.O., World Congress*, Norvège, Division I : 376-387.
- Rivière, T., Diedhiou, A.G., Diabate, M., Senthilarasu, G., Natarajan, K., Verbeken, A., Buyck, B., Dreyfus, B., Bena, G. & Bâ, A.M. 2007. Genetic diversity of ectomycorrhizal basidiomycetes from African and Indian tropical forests. *Mycorrhiza*, 17: 415-428.
- Robinson, D. & Fitter, A. (1999). The magnitude and control of carbon transfer between plants linked by a common mycorrhizal network. *Journal of Experimental Botany*, 50: 9-13.
- Sanon, A., Martin, P., Thioulouse, J., Plenchette, C., Spichiger, R., Lepage, M. & Duponnois, R. (2006). Displacement of an herbaceous plant species community by Mycorrhizal

and non-mycorrhizal *Gmelina arborea*, an exotic tree, grown in a microcosm experiment. *Mycorrhiza*, 16: 125-132.

- Schippers B., Bakker A. W. & Bakker A.H.M., 1987. Interactions of deleterious and beneficial rhizosphere microorganisms and the effect of cropping practices. *Ann. Rev. Phytopathol.*, 25 : 339-358.
- Scotland, R.W. & Wortley, A.H. (2003). How many species of seed plants are there? *Taxon*, 52: 101-104.
- Selosse M.A., 2000. La symbiose : structures et fonctions, rôle écologique et évolutif. Ed. vuibert, Paris, 154pp.
- Simard S.W., Durall D. M., 2004. Mycorrhizal networks : a review of their extent, function, and importance. *Canadian Journal of Botany*, 82 : 1140-1165.
- Smithe S.E. & Read D.J., 1997. Mycorrhizal symbiosis. Second edition. Academic Press ; Harcourt Brace and Company Publishers, 605p.
- Smith SE, Read DJ. In *Mycorrhizal Symbiosis*. 3rd edition. London, UK: Academic Press; 2008.
- Strullu D.G., Gourret J. P., Garrec J.P., 1982. Analyse des mycorhizes de *Taxus baccata* par microsonde électronique. *Rev. Forest. Fr.*, 6,392-398.
- Strullu D.G., 1985. Les mycorhizes. Gebrüder Borntraeger (eds.). Berlin-Stuttgart, 198p.
- Strullu D.G., Plenchette C., 1990. Encapsulation de la forme intraracinaire de *Glomus* dans l'alginate et utilisation des capsules comme inoculum. *C. R. Acad. Sci. Paris*, 310, série III, 447-452.
- Strullu D.G., 1991. Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées. Lavoisier (eds.). Paris, 250p.
- Subramanian K.S. & Charest C., 1997. Nutritional, growth, and reproductive responses of Maize (*Zea mays* L.) to vesicular mycorrhizal inoculation and after stress at tasseling. *Mycorrhiza*, 7 : 23-25.
- Sylvia D. M. & Sinclair W.A., 1983. Suppressive influence of *Laccaria laccata* on *Fusarium oxysporum* on Douglas-fir seedlings. *Phytopathology*, 73 : 384-389.
- Taylor, A. F. S. & Alexander, I. 2005. The ectomycorrhizal symbiosis: life in the real world. *Mycologist*, 19: 102-112.

- Tedersoo, L. & Nara, K. (2010). General latitudinal gradient of biodiversity is reversed in ectomycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 185 : 351-354.
- Theodorou C. & Bowen G.D., 1970. Mycorrhizal responses of radiata pine in experimentats with different fungi. *Aust. For.*, 34 : 183-191.
- Van der Heijden M.G.A., Boller, T., Wiemken, A. & Sanders, I.R. 1998. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology*, 79: 2082-2091.
- Wang B. & Qiu Y-L. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza*, 16: 299-363.
- Yao Q., Li X.L., Ai W.D., Christie P., 2003. Bi-directional transfer of phosphorus between red clover and perennial ryegrass via arbuscular mycorrhizal hyphallinks. *European Journal of Soil Biology*, 39 : 47-54.
- Zitouni w.2010. Croissance et productivité d'un taillis de chêne vert à la lisière de la pinède Ain Mimoun – Massif d'ouled yagoubi .Mém magister en agronomie .Gestion durable des écosystèmes forestiers .Univ de Batna.44p+ Annex.

Résumé

Les travaux relatifs à la microflore fongique d'Algérie sont très rares et les données sur les champignons associés à l'espèce au *Quercus afares* sont inexistantes. L'objectif de cette étude est la détermination de la typologie des mycorhizes présents dans les racines de 16 arbres de chêne afares, d'un peuplement naturel collectés au niveau de la forêt de Bouchouled (Tizi-Ouzou) dans un premier temps, et dans un deuxième temps observer l'apport de la symbiose mycorhizienne sur la production et la croissance des plants soumis à différents régimes d'arrosage par intervalles de 5 jours, 10 jours et 45 jours élevés en pots. Un inventaire des mycorhizes des différents stades a permis de répertorier 57 types d'ectomycorhizes chez les arbres adultes dans la nature et 45 autres sont observés sur les racines de plantules âgées de 1 à 4 mois élevés en pots. 19 ectomycorhizes sont communes aux différents stades de développement à savoir adulte et semis. Nos résultats ont permis de mettre en évidence la grande diversité des partenaires fongiques symbiotique à travers les différents stades de développement, sous différents régimes d'arrosage et de conclure que la colonisation mycorhizien au stade de 1 à 4 mois en présence des cotylédons n'a aucun effet significative sur la croissance des plants de 1 à 4 mois.

Mots clés : production, croissance, mycorhizes, *Quercus afares*, Bouchouled, Algérie.

Summary

Studies on the fungal microflora of Algeria are very rare and the data on the fungi associated with the species in *Quercus afares* are inexistent. The purpose of this study is to determine the typology of mycorrhizae present in the roots of 16 trees of afares oak, a natural stand collected at the Bouchouled forest (Tizi-Ouzou). On second time, observe the contribution of the mycorrhizal symbiosis on the production and growth of the plants subjected to different irrigation regimes at intervals of 5 days, 10 days and 45 days raised in pots. An inventory of mycorrhizae of the different stages allowed the identification of 57 types of ectomycorrhiza in adult trees in the wild and 45 others are observed on the roots of seedlings aged 1 to 4 months in pots. 19 ectomycorrhizae are common at different stages of development, namely adult and seedling. Our results have highlighted the great diversity of symbiotic fungal partners through the different stages of development under different watering regimes and conclude that mycorrhizal colonization at the 1-4 month stage in the presence of cotyledons has no significant effect on the growth of plants from 1 to 4 months.

Key words: production, growth, mycorrhizae, *Quercus afares*, Bouchouled, Algeria.