



Université Mouloud MAMMARI de Tizi-Ouzou

Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques

Département d'Agronomie

MÉMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Sciences Agronomiques

Option Sciences du Sol

Thème

Contribution à la connaissance des effets des propriétés des sols sur les
communautés mycorhiziennes

Présenté par

ADAFER Lycia et KAHIA Cilia

Devant le jury composé de

Mr MERROUKI K.	MCB – UMMTO	Président
Mr CHERFOUH R.	MCB – UMMTO	Promoteur
Mme KADI-BENNANE L.	MCA – UMMTO	Co-Promoteur
Mme MEZAOUR N.	MAA – UMMTO	Examineur

Date de soutenance :Année Universitaire 2020

Dédicace

Je dédie ce mémoire :

A ma chère mère,

A mon cher père,

Qui n'ont jamais cessé de me soutenir, de formuler des prières à mon égard et de m'épauler pour que je puisse atteindre mes objectifs.

A mes frères, GHILAS et MALIK,

A ma belle sœur et chère nièce,

KATIA ET INES

Pour ses soutiens moral et leurs conseils précieux tout au long de mes études.

A ma chère binôme, LYCIA,

Pour son entente et sa sympathie et bien vaillance

Pour leurs indéfectibles soutiens et leurs patiences infinies.

A tout mes ami(e)s,

Pour leurs aides et supports dans les moments difficiles

A toute ma famille,

Dédicace

Je dédie ce mémoire :

A mes chers parents,

A mes deux grand-mères.

Qui n'ont jamais cessé de me soutenir, de formuler des prières à mon égard et de m'épauler pour que je puisse atteindre mes objectifs.

A mes frères, Juba, Kaci, Massinissa et ma belle sœur Lydie et leurs trois enfants : Cassi, Ilyana et Aksil

Pour leurs soutiens moral et leurs conseils précieux tout au long de mes études.

Ama chère binôme, Celia

A tout mes ami(e)s,

Pour leurs bien vaillance, leurs aides et supports dans les moments difficiles

A toute ma famille

Remerciement

On remercie le bon Dieu, le tout puissant de nous avoir donné la chance, la patience et le courage pour achever ce travail.

En premier lieu, on adresse nos remerciements les plus sincères aux personnes qui nous ont apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire.

On tient à remercier tout particulièrement notre encadrant et promoteur

Dr. CHERFOUH pour nous avoir suivis et conseillés tout au long de la réalisation de ce mémoire.

On tient à remercier notre Co-promotrice, Mme. KADI pour la qualité des renseignements quelle nous a offertes. Et bien sur sans oublier l'ingénieur de labo Mme. BEDAD

Ce mémoire n'aurait jamais pu voir le jour sans le soutien actif des membres de notre famille, surtout nos parents qu'ils nous ont toujours encouragé moralement et matériellement et à qui on tient à remercier.

Enfin on tient à exprimer vivement nos remerciements avec une profonde gratitude à tout nos ami(e)s et à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à sa réalisation, car un projet ne peut pas être le fruit d'une seule personne.

Résumé

L'objectif de notre étude est l'effet des facteurs pédologiques (physique et chimique) sur la communauté mycorrhizienne du chêne vert (*Quercus ilex* L.). L'étude a été réalisée dans la forêt de Darna localisée aux limites du Parc national de Djurdjura (PND). L'échantillonnage a été réalisé en Hiver et au Printemps 2021. Les prélèvements des racines et sol ont été faites au niveau des quatre points cardinaux à 1,50m de la base du collet de neufs arbres. Plus de 1175 de racines courtes ont été observées sous une loupe binoculaire et une richesse ectomycorhizienne de 63 ECMS avec 25 ECMs présent en Hiver et 49 ECMS présent en printemps 11 ECMs communes aux deux saisons. Selon les caractéristiques d'Agerer (1987-2008), 10 ECMs se sont avérées de types exploratoire contact (C) dont 1 ECM apparait en Hiver et 9 ECMs au printemps, 13 de types exploratoire courte distance (CD) avec 4 ECMs pressentent en Hiver et 12 sont rencontrées au Printemps, 40 de types exploratoire moyenne et longue distance (MLD) avec 20 ECMs observées en Hiver et 28 au Printemps. Après fixation dans du FPA les morphotypes les plus communs ont été observé sous microscope optique après réalisation de coupe anatomiques. Le sol de la station a été sujet à une analyse des paramètres physico-chimiques tels que la granulométrie, pH, CE, Carbone et Matière organique. Nos observations ont permis de noter la différence de la richesse de la communauté ECMs et des trois types exploratoires pour les deux saisons indiquées par une différence hautement significative à $P=0,009$ obtenue par l'ANOVA et par les indices de similitude de Jaccard et de Dice d'une valeur de 17,46. Le taux de colonisation a également enregistré des différences significatives entre les deux saisons. L'analyse du sol a permis de noter l'absence de différence des caractéristiques chimiques du sol à l'exception de la conductivité électrique (CE) à travers les saisons. Notre étude ne révèle aucun effet des propriétés physico-chimique du sol sur la communauté ectomycorhizienne. Cependant, elle permet de mettre en évidence l'impact de l'état physiologique de l'arbre à travers les deux saisons étudiées sur le taux de colonisation des racines et la richesse ectomycorhiziennes des deux saisons. Mots clés : ectomycorhizes, type d'exploration, richesse, sol, chêne-vert, foret de Darna

Abstract

The objective of our study is the effect of soil factors (physical and chemical) on the mycorrhizal community of holm oak (*Quercus ilex* L.). The study was carried out in the Darna forest located at the limits of the Djurdjura National Park (PND). Sampling was carried out in winter and spring 2021. Root and soil samples were taken at the four point's cardinals 1.50 m from the base of the collar of nine trees. More than 1175 short roots were observed under a binocular magnifying glass and an ectomycorrhizal richness of 63 ECMS with 25 ECMs present in winter and 49 ECMS present in spring 11 ECMs common to both seasons. According to the characteristics of Agerer (1987-2008), 10 ECMs proved to be of exploratory contact (C) types, of which 1 ECM appeared in Winter and 9 ECMs in spring, 13 of short-distance exploratory (CD) types with 4 ECMs present in Winter and 12 are encountered in Spring, 40 of medium and long distance exploratory types (MLD) with 20 ECMs observed in Winter and 28 in Spring. After fixation in FPA, the most common morphotypes were observed under an optical microscope after making anatomical cuts. The soil of the station was subjected to an analysis of physico-chemical parameters such as grain size, pH, EC, carbon and organic matter. Our observations made it possible to note the difference in the richness of the ECMs community and of the three exploratory types for the two seasons indicated by a highly significant difference at $P = 0.009$ obtained by ANOVA and by the similarity indices of Jaccard and Dice Worth 17, 46. The colonization rate also recorded significant differences between the two seasons. The soil analysis made it possible to note the absence of difference in the chemical characteristics of the soil with the exception of the electrical conductivity (EC) through the seasons. Our study does not reveal any effect of the physicochemical properties of the soil on the ectomycorrhizal community. However, it makes it possible to highlight the impact of the physiological state of the tree through the two seasons studied on the rate of colonization of the roots and the ectomycorrhizal richness of the two seasons.

Key words: ectomycorrhizae, exploration type, richness, soil, holm oak, Darna forest.

Table des matières

Introduction générale	1
Chapitre 1 : Synthèse bibliographique	3
I.1. Présentation du chêne vert (Quercus ilex. L)	3
I.1.1. Taxonomie	3
I.1.2. Répartition géographique et écologique	3
I.1.3. Caractéristiques botaniques	5
I.2. Présentation des champignons	5
I.3. Symbioses Mycorhiziennes	6
I.3.1. Historique	6
I.3.2. Définition.....	6
I.4. Structure et types de mycorhize	7
I.4.1. Structure	7
I.4.2. Types de mycorhizes	8
I.4.3. Endomycorhizes :	10
I.5. Les Ectomycorhizes et Ectendomycorhizes chez les espèces ligneuses	13
I.5.1. Ectomycorhizes	13
I.5.1.1. Définition.....	13
I.5.2. Manteau fongique	14
I.5.3. Réseau de Hartig.....	15
I.6. Etablissement de la mycorhize	16
I.6.1. Les ectomycorhize :	16
I.7. Fonctionnement des ectomycorhizes	17
I.7.1. Type d'exploitation « contact »	17
I.7.2. Type d'exploration « courte distance »	18
I.7.3. Type d'exploration « moyenne distance »	18
I.7.4. Exploration de longue distance	18
I.8. Les ectendomycorhizes	19
I.8.1. Définition.....	19
Caractérisées à la fois par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et intracellulaires. Elles se rencontrent chez les Arbutacées, les Monotropacées et sont formées par des Basidiomycètes (Cortinarius, Boletus...) (Mikola, 1948).	19
I.8.2. Manteau fongique	20
I.9. Réseau de Hartig	20
I.10. Sols forestiers	21
I.10.1. Définition.....	21
I.10.2. Morphologie des sols forestiers	21
I.10.3. Constituants d'un sol	22

I.10.4. Propriétés du sol	22
I.10.4.1. Propriétés physique	22
I.10.5. Propriétés chimiques.....	24
I.10.6. Propriétés biologiques d'un sol.....	25
I.11. Couvert végétal de la région d'étude	26
Chapitre 2 : Matériels et méthode.....	27
II.1. Etude du milieu.....	28
II.1.1. Caractéristiques générale du milieu	28
II.1.1.1. Situation géographique et géologique	28
II.1.1.2. Facteurs pédologiqueet hydrologique	29
II.2. Sur le terrain.....	30
II.2.1. Le choix des arbres à étudier	30
II.2.2. Prélèvement des échantillonnages	30
II.3. Travail au laboratoire	30
II.3.1. Paramètres physico-chimique	30
II.3.1.1. Prétraitement des échantillons.....	30
II.3.2. Paramètres biologique	33
II.3.2.1. Description des ectomycorhizes.....	33
II.3.2.2. Traitement statistique	34
II.3.2.3. La description des ectendomycorhizes.....	37
Chapitre 3 : présentation et discussion des résultats.....	39
III.1. Résultats et discussion	40
III.1.1.1. Propriétés des sols.....	40
III.1.1.1. 1. Texture	40
III.1.1.2. Réaction chimique du sol.....	41
III.1.1.3. Conductivité électrique	42
III.1.1.4. Matières organiques.....	43
III.1.2. Interactions entre paramètres.....	43
III.2. Les ectomycorhizes	46
Résultats.....	46
Annexe.....	65
Références bibliographique	69

Liste des figures

Figure 1. Distribution géographique du chêne vert (<i>Quercus ilex. L</i>) dans le bassin méditerranéen (Martin-LutherUniversity Halle-Wittenberg, 2006).....	4
Figure 2. Distribution du chêne vert (<i>Quercus ilex. L</i>) en Algérie ((BARRY et al. 1976).	4
Figure 3. racine d'épicéa non mycorhizée	7
Figure 4. racine d'épicéa mycorhizée	7
Figure 5: Répartition schématique des sections transversales des huit types de mycorhizes (Gabaye, 2013)	8
Figure 6: Etape de l'infection endomycorhizienne	11
Figure 7: Diagramme représentatif de la colonisation de la racine par les champignons endomycorhiziens (S: sclérote, C: cellule, E: épiderme, V: vésicule; Peterson et al., 2004)	12
Figure 8. Coupe schématique d'une ectomycorhize (Harley 1965).....	14
Figure 9. Différents types de manteaux selon Agerer et Rambold (2013)	15
Figure 10. Etape de l'infection ectomycorhizienne à partir de propagules présentes dans le sol	17
Figure 11. Différents types d'exploration selon Agerer (2001)	19
Figure 12: Comparaison entre le manteau d'une ectomycorhize et une ectendomycorhize	20
Figure 13: Situation géographique de la zone d'étude (Google map 2021)	28
Figure 14 : Mesure de la conductivité électrique	32
Figure 15: méthode de nettoyage des racines.....	34
Figure 16. Etapes de quantification des racines mycorhizienne (Brundrett et al. 1996).....	35
Figure 17. Méthode de quantification de racines mycorhiziennes (Brundrett et al. 1996).....	36
Figure 18: Submersion des racines dans de l'acide l'acétique (étape 2).....	38
Figure 19. Proportion des fractions granulométriques d'échantillons composites du sol.....	41
Figure 20. Valeurs de pH-eau selon les différents échantillons du sol	42
Figure 21. Valeurs de la CE selon les différents échantillons du sol.....	42
Figure 22. Différentes valeurs de Carbone Organique correspondant a chaque échantillon de sol	43
Figure 23. Corrélation entre le pH-eau et la matière organique (MO).....	44
Figure 24. Corrélation entre la conductivité électrique (CE) et la matière organique (MO).....	45
Figure 25. Corrélation entre la conductivité électrique (CE) et le pH-eau	46
Figure 26. Racine colorées avec absence d'endomycorhizes (A) et mise en évidence de la présence d'endophytes (F)	61
Figure 27. Variations de la richesse ECM selon les différentes stratégies d'exploration des arbres de chêne vert de la forêt de Darna (PND).....	61

Liste des tableaux

Tableau 01 : Composition granulométrique d'échantillon composite par ensemble d'arbre.....	42
Tableau 02 : La distribution des morphotypes d'ECM selon leurs stratégies d'exploration et les saisons d'hiver et printemps	64
Tableau 03 : résultats acquis par le test d'anova entres les différents facteurs	65



Introduction



Introduction

Depuis l'Antiquité, les Grecs et les Latins ont étudié le sol, puis les Andalous au Moyen Âge. La science du sol prend son essor avec Bernard Palissy et Olivier de Serres au XVI^e siècle, se développe au XVII^e siècle, devenant un sujet de recherche important au XIX^e siècle. La naissance de la science du sol en tant que science remonte à l'article Russian Chernozem « Terre noire russe » publié par le géographe russe Vassili Dokoutchaïev en 1883; et les premières recherches sur la mycorhization ont été établies pour la première fois en 1885 par le botaniste allemand Albert Frank,

Jadis, le sol a été toujours évoqué, uniquement, par ses caractéristiques chimiques, la structure, l'aération, les caractéristiques physiques et éventuellement le cycle des nutriments. Or, un sol est un milieu vivant bien plus complexe, extrêmement riche en microorganismes.

Les microorganismes du sol sont extrêmement diversifiés et comprennent des groupes très différents dont les plus importants sont les bactéries, les champignons et les protozoaires.

Parmi les micro-organismes telluriques figurent certains champignons qui induisent, au niveau des racines de plantes, des organes nouveaux appelés mycorhizes, et cette dernière fait partie des symbioses les plus répandues dans les écosystèmes terrestres (Fortin *et al.*, 2008 ; Smith & Read, 2008). Les mycorhizes jouent un rôle essentiel aux échelles de l'écosystème et du peuplement, de la cellule et de l'arbre. À l'échelle de la cellule, les mycorhizes participent au maintien de l'homéostasie ionique et osmotique. À l'échelle de l'arbre, les mycorhizes assurent l'essentiel de la nutrition hydrominérale, protègent les racines contre des agents pathogènes et renforcent la résistance à des stress abiotiques.

Dans le monde, plusieurs études sont entreprises sur la symbiose ectomycorhizienne (symbiose mycorhize-arbre forestier). Cependant, en Algérie, elles sont plus particulièrement centrées sur la famille des *Quercus* (chêne), tel que *Quercus suber*. Notre étude s'est intéressée à l'effet des caractéristiques physiques et chimiques du sol sur la communauté ectomycorhizienne du chêne vert (*Quercus ilex* L.). L'étude a été réalisée au niveau de la forêt de Darna, dans le Parc National du Djurdjura.

Dans cette étude, notre travail est scindé en deux parties : théorique et pratique, constitué de trois chapitres

- Chapitre I : est consacré à un état d'art portant sur la présentation de l'espèce d'étude et les champignons qui induisent au niveau des racine des plants la formation des

- mycorhizes ;
- Chapitre II : décrit le travail réalisé sur le terrain, ainsi que les méthodes de laboratoires utilisées pour la détermination des paramètres physique et chimique du sol et aussi la détermination des communautés de mycorhizes qui se forment avec le chêne vert
- Chapitre III : est consacré à la présentation et la discussion des résultats obtenus à partir de l'analyse des différents paramètres

Nous terminerons par une conclusion général résumant l'ensemble des résultats obtenue



Chapitre 1 : Synthèse bibliographique



I.1. Présentation du chêne vert (*Quercus ilex*. L)

Les chênes sont des arbres feuillus, appartenant à la famille des fagacées. Ils peuplent, presque tout l'hémisphère Nord, depuis les régions tempérées froides jusqu'à l'Equateur. En Afrique, ils se retrouvent uniquement dans les régions du Nord. Les caractères les plus apparents, qui permettent de comparer et de distinguer les chênes sont tirés de la cupule. Séparé et différencier par la section des chênes chevelus (section *cerris*) qui comprend le chêne kermes, le chêne afares et le chêne liège et la section des chênes à cupule lisse (section *lepidobalanus*) qui comprend le chêne rouvre, le chêne pédoncule, le chêne zeen et le chêne vert (Berrichi, 1993).

I.1.1.Taxonomie

Le chêne vert dénommé aussi chêne yeuse (*Quercus ilex* L.) est certainement l'espèce la plus fréquente mais aussi la plus caractérisé de la région méditerranéenne (Quézel, 1976). Il appartient au genre *Quercus* de la famille des Fagacées et de l'ordre des Fagales. Position systématique de *Quercus ilex* L. (Barbero et Loisel, 1980):

- Embranchement : Spermaphyte;
- Sous-embranchement: Angiospermes;
- Classe: Dicotylédones;
- Ordre: Fagales;
- Famille: Fagacées;
- Genre: *Quercus*;
- Espèce: *Quercus ilex*

De son nom vernaculaire le chêne vert désigne de nombreuses espèces d'arbres et d'arbustes du genre *Quercus*, et certains genres apparentés de la famille des Fagacées, notamment *Cyclobalanopsis* et *Lithocarpus*. Le genre *Quercus* est sans doute le plus riche en espèces, mais aussi un des plus controversés (Medjmadj, 2014). Bussotti et Grossoni (1998) rapportent qu'il existe, selon les critères de classification adoptés, de 394 à 448 espèces toutes réparties dans l'hémisphère boréal.

I.1.2.Répartition géographique et écologique

Le chêne vert est l'une des essences qui s'adapte aussi bien, aux conditions climatiques les plus vigoureuses, qu'aux variantes pédologiques. Grâce à son système racinaire puissant et ces rejets de souche ; elle s'étend de l'Himalaya jusqu'en Bretagne Il constitue avec ses 2000000 ha l'un des arbres forestiers les plus importants de la région méditerranéenne et a une plus grande extension à l'ouest. Il est particulièrement abondant en Afrique du Nord, notamment

au Maroc et en Algérie, et avec le pin d'Alep il constitue une partie importante du patrimoine forestier (Dahmaniet Loisel, 2002)

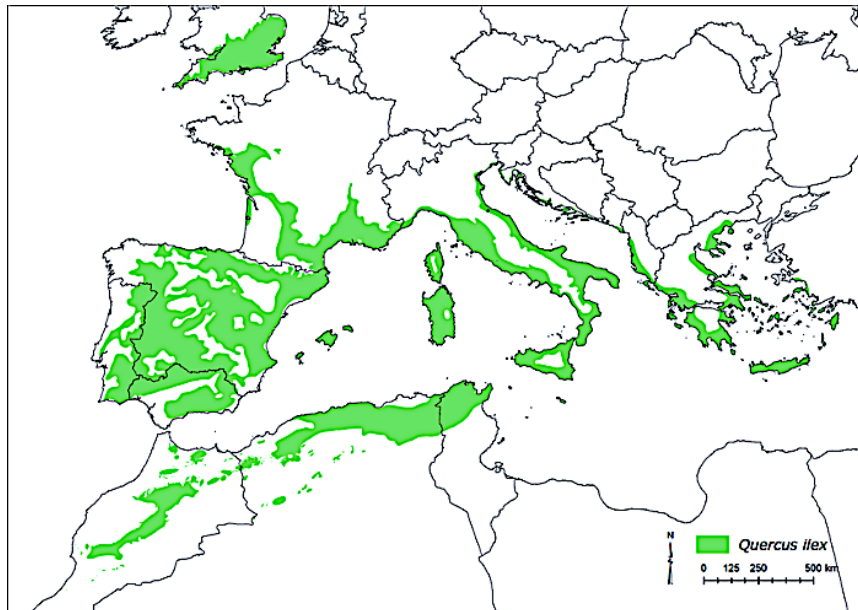


Figure 1. Distribution géographique du chêne vert (*Quercus ilex*. L) dans le bassin méditerranéen (Martin-LutherUniversity Halle-Wittenberg, 2006).

En Algérie, Il est surtout abondant dans le Nord-ouest du pays et qui en étage semi-aride joue avec le thuya et le genévrier un rôle de protection.

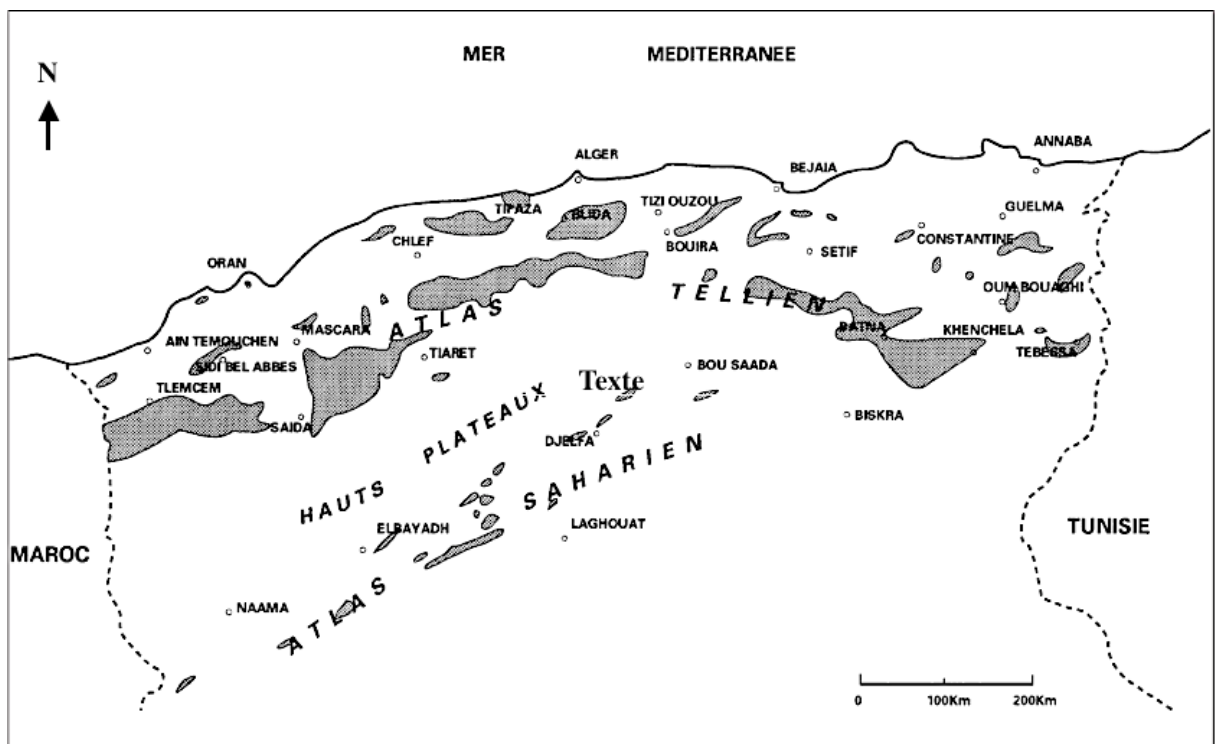


Figure 2. Distribution du chêne vert (*Quercus ilex*. L) en Algérie ((BARRY et al. 1976).

I.1.3. Caractéristiques botaniques

Le chêne vert est une espèce très polymorphe, qui se distingue du chêne liège (*Quercus suber*) par son écorce. L'arbre a un enracinement pivotant, profond, pouvant atteindre 10 m et des racines latérales, traçantes et drageonnantes. Il peut dépasser 20 m en hauteur des arbres de 25 à 30 m et de plus de 3m de circonférence.

Les feuilles restent sur l'arbre pendant plus d'une année, parfois jusqu'à la troisième et même la quatrième année. Elles sont coriaces, concaves, ne se plient pas selon la nervure centrale. Leur forme et leur taille sont variables: elliptiques, lancéolées, arrondies, longues de 2 à 9 cm, large de 1 à 4 cm parfois plus; sur le même sujet, parfois sur la même branche, des feuilles peuvent être de formes et de dimensions très différentes, selon qu'elles poussent à la base ou à l'extrémité du rameau.

La fructification sous forme de glands est annuelle (Novembre-Décembre) ne commence que lorsque l'individu atteint douze ans environ, devient appréciable vers vingt-cinq - trente ans et abondante entre cinquante et cent ans (Boudy, 1952). Les glands sont de forme très variable : ovoïdes, subcylindriques, globuleux ; leurs longueur varie de 1,5 à 3 cm et leur diamètre de 1 à 1,5 cm. La plupart des glands sont amers et ne sont pas comestibles pour l'homme, mais ils sont tous très appréciés des animaux

I.2. Présentation des champignons

Les champignons ou mycètes (du latin fungus, et du grec sphongos= éponge) sont classés dans le règne des Fungi (Lemoine et Claustres, 2002).

Ce sont des eucaryotes, caractérisés par leur paroi cellulaire contenant de la chitine composée de résidus de N-acétylglucosamine, un polysaccharide principalement retrouvé chez les insectes (Lemoine et Claustres, 2002 ; Breuil, 2009). Leur système végétatif est constitué de filaments ou hyphes et leurs reproduction est sexuée et/ou asexuée (Alexopoulos *et al*, 1996 ; Lüttge *et al*. 2002 ; Breuil, 2009).

Les champignons sont métaboliquement hétérotrophes et se nourrissent en absorbant la matière organique produite par d'autres organismes autotrophes. Ils sécrètent des enzymes dans le milieu de culture, ces dernières digèrent divers composés organiques et les décomposent en petites molécules solubles. La plupart des champignons sont des organismes aérobies (Carlile et Watkinson, 1994), et ils peuvent être subdivisés en champignons inférieurs et champignons supérieurs.

- **Les champignons inférieurs ou micromycètes** sont unicellulaires et constituent un groupe hétérogène. Exemples : Les Chytridiomycota, Les Zoopagomycotina

- **Les champignons supérieurs ou macromycètes** sont divisés en deux groupes : les Ascomycètes et les Basidiomycètes (Davet, 1996 ; Burac, 2006 ; Thaug, 2007).

I.3. Symbioses Mycorhiziennes

I.3.1. Historique

Les champignons mycorhiziens existent depuis l'apparition des premières plantes sur la terre ferme, il y a plus de 450 millions d'années. Ils forment une étroite symbiose avec les racines des plantes. Le mot mycorhizes vient des mots grecs "mukés", qui signifie champignon, et "rhiza", qui signifie racine.

Les mycorhizes forment un réseau de filaments reliés aux racines des végétaux qui puisent dans le sol les nutriments qui, autrement, seraient inaccessibles au système racinaire. Cette alliance champignon-plante a pour effet de stimuler la croissance et de favoriser le développement rapide des racines.

Les micro-organismes représentent 70% de la biomasse microbiennes du sol. Ils sont constitués en prédominance par les champignons mycorhiziens.

I.3.2. Définition

La mycorhize est un organe qui incarne la relation entre le champignon terrestre (mycobiote) et la racine de la plante hôte (phytobiote) (Frank, 1885 ; Brundrett, 2004). C'est une relation mutuellement bénéfique qui profite aux deux parties. Les hyphes extramycéliens absorbent les éléments minéraux de la rhizosphère du sol, améliorant ainsi la nutrition des partenaires végétaux. En retour, les plantes fournissent à leurs partenaires fongiques hétérotrophes le carbone nécessaire sous forme de sucres produits par photosynthèse (Malloch *et al.*, 1980 ; Marschner et Dell, 1994 ; Smith et Read, 2008). Par conséquent, l'existence de mycorhizes est un phénomène courant chez les plantes, à l'exception de quelques familles comme les Crucifères. Les associations mycorhiziennes chez les Caryophyllaceae, Cyperaceae, Compositae, Chenopodiaceae et Amaranthaceae sont rares (Strullu, 1991; Norman *et al.*, 1995).

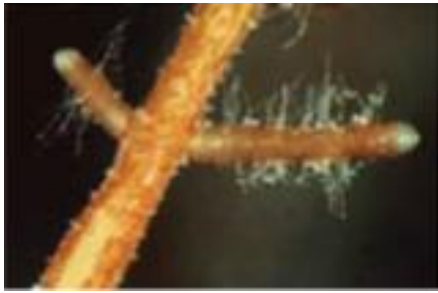


Figure 3. racine d'épicéa non mycorhizée
(Simon EglietIvano Brunner)

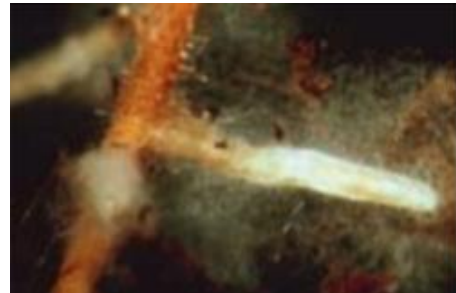


Figure 4. racine d'épicéa mycorhizée
(Simon EglietIvano Brunner)

Nous avons distingué d'après cette figure que contrairement aux racines non mycorhisées qui n'ont que des poils absorbants, les racines mycorhisées sont entourées d'un manteau fongique à partir duquel les hyphes se répandent dans le sol.

I.4. Structure et types de mycorhize

I.4.1. Structure

Les mycorhizes sont des structures mixtes, résultant de la symbiose entre une plante vasculaire et le mycélium d'un champignon. Le mutualisme mycorhizien implique près de 95% des végétaux (Smith et Read 1997) et seules quelques familles (p.ex. Brassicacées, *Juncacées*) échappent à cette règle. Chez les champignons mycorhiziens, l'association avec les racines d'une plante hôte est indispensable à la survie à long terme.

Habituellement deux grands types sont distingués, de manière frappante par leur apparence: les endomycorhizes, où l'on constate une pénétration du champignon à l'intérieur de la cellule végétale, et les ectomycorhizes, où il n'y a pas de telle pénétration

La plupart des champignons produisant des ectomycorhizes typiques sont associés à des partenaires végétaux dont la nutrition est fortement dépendante du champignon en conditions naturelles, essentiellement des ligneux, appartenant aux familles des Bétulacées, Fagacées, Pinacées et Salicacées.

I.4.2. Types de mycorhizes

Les mycorhizes sont classés selon leur écologie, morphologie et structure. Elle est appréciée par le degré de dépendance des deux partenaires.

Parmi les classifications celles établies par Peyronel *et al.* (1969), les divisent en trois : les ectomycorhizes, les endomycorhizes et les ectendomycorhizes. Boullard (1982) en fait ressortir cinq groupes : les pseudomycorhizes, les pérимycorhizes, les ectomycorhizes, les endomycorhizes et les ectendomycorhizes. Toutefois, la classification récente est celle de Smith et Read (2008) amendé par Garbaye (2013) constitué de huit groupes (figure 5).

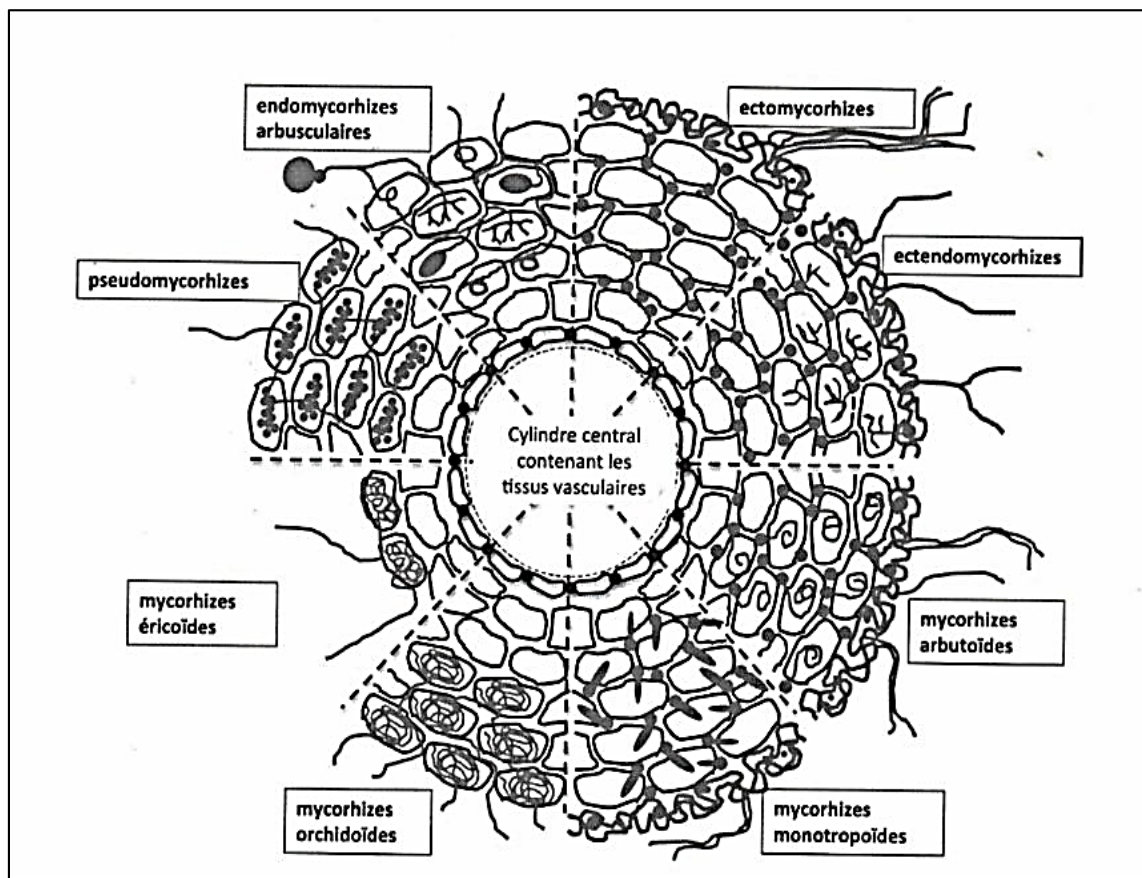


Figure 5: Répartition schématique des sections transversales des huit types de mycorhizes (Gabaye, 2013)

a) *Ectomycorhizes* :

Du grec *ektos* : à l'extérieur où les champignons se développent essentiellement autour de la racine, en formant un manchon mycélien (le manteau) à partir duquel se développent des hyphes qui s'insèrent entre les cellules corticales de la racine (réseau de Hartig). Ce type d'association est principalement représenté chez les essences forestières des régions tempérées, méditerranéennes et boréales, mais il a été également décrit chez quelques espèces tropicales de la famille des Dipterocarpaceae, Euphorbiaceae, Cesalpiniaceae, Myrtaceae et Fagaceae). Les partenaires fongiques appartiennent aux Basidiomycètes (*Boletus*, *Russula*, *Laccaria*...), mais aussi aux Ascomycètes (*Tuber*, *Elaphomyces*...).

b) *Endomycorhizes*

Du grec *endon* : à l'intérieur, qui sont caractérisées par l'absence de manchon mycélien externe et par la pénétration des hyphes fongiques et progressent au niveau de la lamelle moyenne et surtout dans les méats où la résistance est moindre (figure 6).

c) *Ectendomycorhizes*

Caractérisées à la fois par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et intracellulaires. Elles se rencontrent chez les Arbutacées, les Monotropacées et sont formées par des Basidiomycètes (*Cortinarius*, *Boletus*...) (Mikola, 1948).

d) *Ericoïdes*

Chez les mycorhizes éricoïdes, les hyphes entrent en contact avec les parois cellulaires épidermiques des racines, pénètrent à travers ces parois et forment des complexes d'hyphes intracellulaires. Généralement retrouvés chez les végétaux qui appartiennent à la famille des éricacées (Peterson et Massicotte, 2004).

e) *Orchidoïdes*

Ce type de symbiose se nomme ainsi car elle est limitée aux plantes monocotylédones de la famille des Orchidacées (Garbaye, 2013). Les orchidées présentent toutes un point commun ; la germination de leurs graines minuscules est impossible sans l'aide de la symbiose mycorhizienne (Peterson et Massicotte, 2004). Les champignons colonisent les racines des orchidées et fournissent à la plante hôte des minéraux tels que l'azote et Phosphore (Smith et Read, 2008).

f) *Arbutoïdes*

Les mycorhizes arbutoïdes se retrouvent dans un groupe d'espèces appartenant aux Ericales (Peterson et Massicotte, 2004 ; Smith et Read, 2008) Structuellement, elles sont similaires aux mycorhizes ectophytiques au niveau du manchon, le réseau de Hartig et la complexité des hyphes intracellulaires. Cependant, la principale différence entre ces deux types de mycorhizes est que dans le cas des mycorhizes d'arbousier, les hyphes intracellulaires sont confinés à l'épiderme. (Galbaye, 2013, Peterson et Massicot, 2004)

g) Monotropoïdes

es mycorhizes monotropoïdes se trouvent dans les plantes des sous-familles Rhododendron et Monotropoidae. Trois espèces de cette sous-famille (Monotropauniflora L, Monotropatrumhumile et Monotropasciaphilum) sont presque exclusivement apparentées à des champignons russaginois appartenant aux Basidiomycota (Kong et al., 2015). Toutes les Russaceae sont supposées être ectomycorhiziennes, représentant l'un des groupes les plus importants des écosystèmes arctiques-arctiques, tempérés et tropicaux. Les plantes hôtes sont des hétérotrophes (vivaces, herbes sans chlorophylle, etc.) et sont totalement dépendantes de la symbiose mycorhizienne pour recevoir des produits carbonés. Dans ce cas, ils sont présents dans les racines des plantes hétérotrophes et des plantes autotrophes adjacentes, puis leur transportent des composés carbonés (Peterson et Massicotte, 2004)

h) Endophytes

Les champignons endophytes sont un groupe diversifié d'organismes formant des associations de manière presque omniprésente dans tout le règne végétal. Les endophytes qui procurent une défense indirecte contre les herbivores peuvent avoir diverses origines, y compris les associations racinaires endophytes mutualistes et l'évolution de champignons entomopathogènes en endophytes associés à des plantes

I.4.3.Endomycorhizes :

Elles sont ainsi nommées parce que le champignon pénètre dans les cellules de l'hôte. Dans ces cellules, il différencie une structure dont la morphologie permet de distinguer plusieurs types d'endomycorhizes : mycorhizes à vésicules et arbuscules ou mycorhizes vésiculo-arbusculaires (mycorhizes VA, VAM,...), mycorhizes à pelotons.

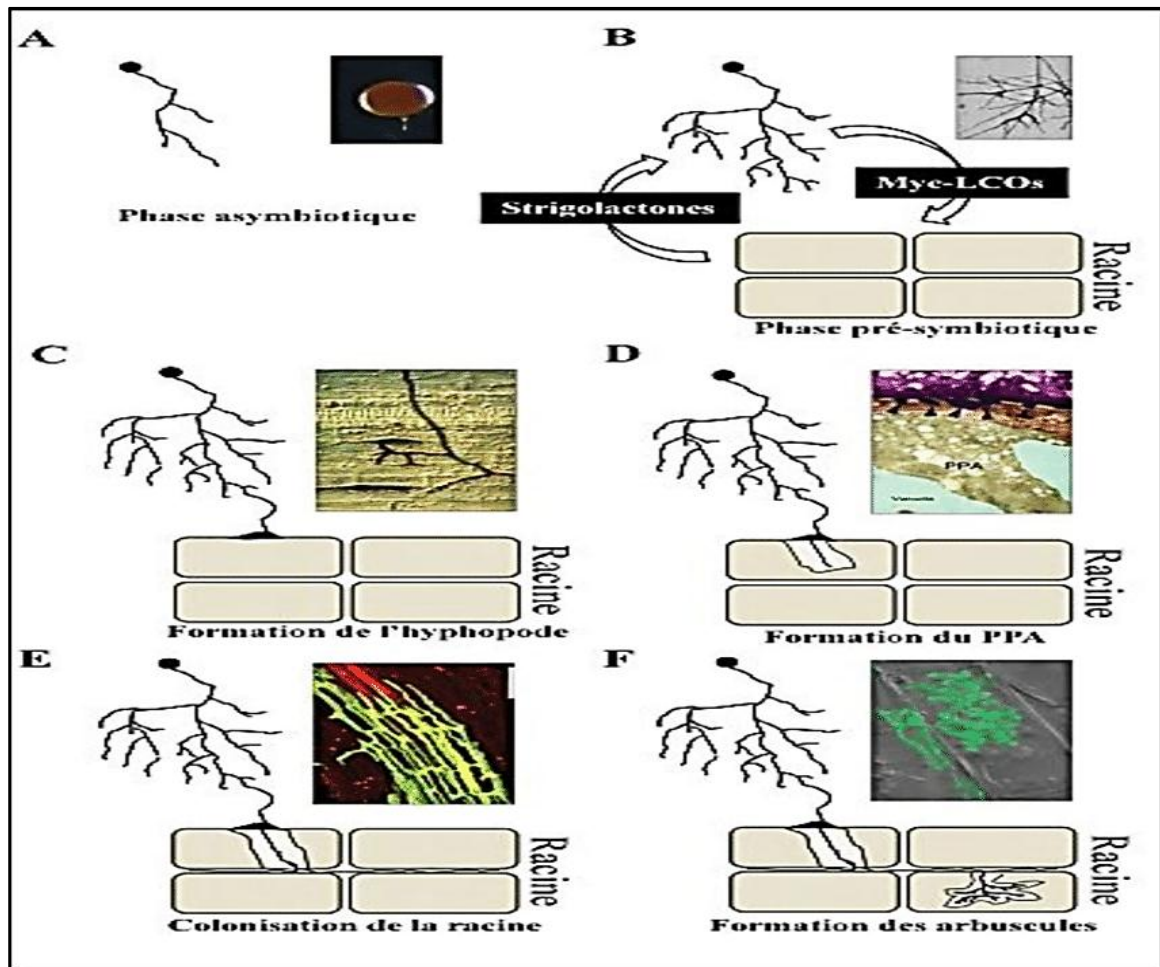


Figure 6: Etape de l'infection endomycorhizienne

L'infection de la racine (figure 11) par les endomycorhizes fait apparaître ce qui suit :

- **A** : une spore d'endomycorhize en phase asymbiotique.
- **B** : Durant la phase asymbiotique la spore germe et développe quelques hyphes primaires (Buée *et al.*, 2000).
- **C** : La phase pré-symbiotique voit les deux partenaires échanger des signaux, strigolactones et lipochitoooligosaccharides (MycLCOs). En croissance activée le champignon entre en contact avec la racine de la plante et forme un hyphopode.
- **D** : puis s'immisce dans l'appareil de pré-pénétration (PPA) développé par la plante (Bonfante *et al.*, 2010). **E** : Le champignon colonise la racine de façon intercellulaire (Pumplin *et al.*, 2009)
- **F** : et forme des structures intracellulaires hyper ramifiées, les arbuscules (Zhang *et al.*, 2010).

Développement de la phase extramatricielle: A partir des mycorhizes les hyphes se développent très rapidement et intensivement dans le sol, constituant la phase extramatricielle (Bécard et Fortin, 1988). Cette phase qui constitue la mycorhizosphère joue un rôle primordial

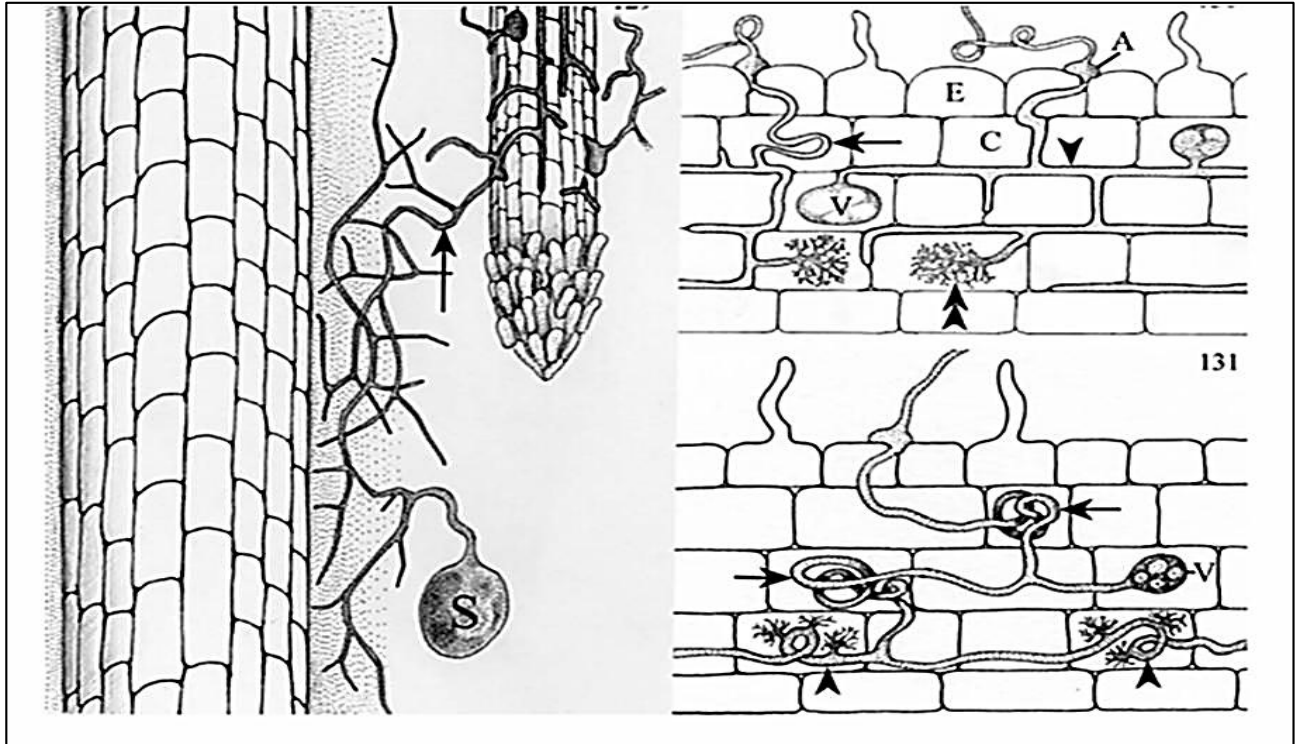


Figure 7: Diagramme représentatif de la colonisation de la racine par les champignons endomycorhiziens (S: sclérote, C: cellule, E: épiderme, V: vésicule; Peterson et al., 2004)

I.5. Les Ectomycorhizes et Ectendomycorhizes chez les espèces ligneuses

I.5.1.Ectomycorhizes

I.5.1.1.Définition

Les ectomycorhizes se rencontrent pratiquement dans 30 familles d'espèces ligneuses végétales (Fagacées, Bétulacées, Salicacées, Pinacées, Dipterocarpacees) qui ne représentent pas plus de 3% des taxa végétaux (Harley et Smith, 1983).

En termes de morphologie et de structure, les racines profondément modifiées sont recouvertes par le manteau fongique, visible à l'œil nu, et présentent un réseau d'hyphes appelé réseau de Hartig, qui pénètre entre les cellules corticales et ne pénètre jamais la paroi. Chez les feuillus, le réseau de Hartig entoure la première couche de cellules du cortex qui sont allongées par rapport aux cellules sous-jacentes. A partir du manteau fongique se forme un réseau extracellulaire d'hyphes qui explore une grande quantité de sol s'étendant au-delà de la rhizosphère et détermine le cercle mycorhizien. Le réseau extramycélien est connecté au sporophyte.

Lors de la formation des ectomycorhizes, les hyphes du champignon s'associent avec des racines latérales à croissance réduite, ils s'agglomèrent autour de la racine pour former un manchon mycélien ou manteau fongique. Les hyphes pénètrent entre les cellules corticales, sans jamais traverser leur paroi pour former le réseau de Hartig, lieu d'échanges entre les deux partenaires (Peterson et Bonfante, 1994) (figure. 9)

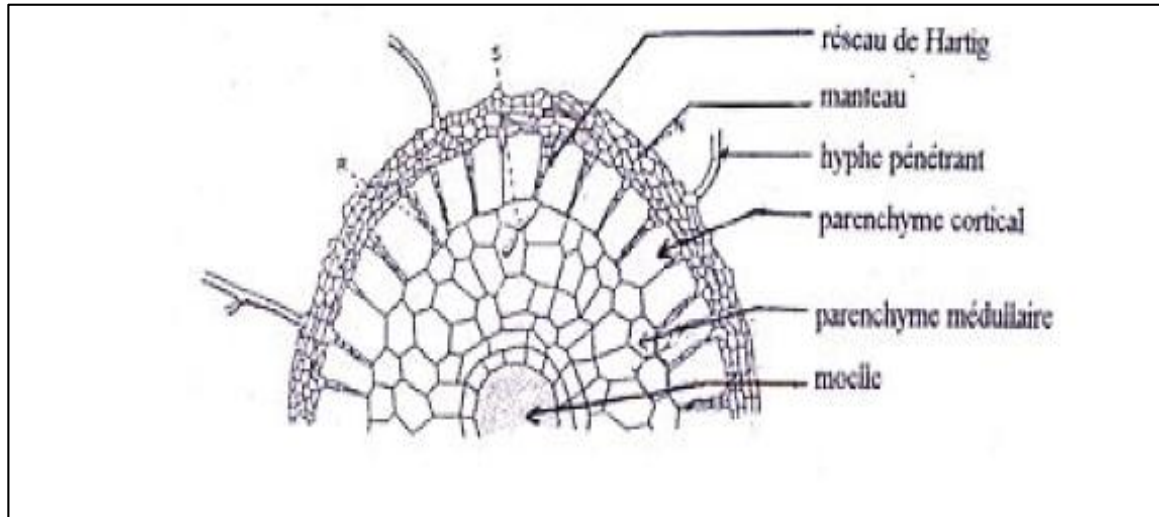


Figure 8. Coupe schématique d'une ectomycorhize (Harley 1965)

I.5.2. Manteau fongique

Est un feutrage plus au moins dense de filaments, qui recouvre toute la racine courte, la protège et accumule des réserves (Garbaye, 1990). Le manteau est exclusivement constitué d'hyphes. Agerer (1987-2002) a reconnu deux types principaux de développement des hyphes dans le manteau des ECMs :

- **pseudo-parenchymateux** présentent une organisation dense avec des éléments hyphales hautement différenciés,
- **plectenchymateux** présente des hyphes vaguement entrelacées, où leur nature linéaire est encore évidente.

La disposition des hyphes dans le manteau a été utilisée pour caractériser les manteaux formés par chaque espèce comme une aide à l'identification ; Agerer (1987-2012, 1991, 1995, 2006) et Agerer et Rambold (2004-2013) les ont divisés en 16 types : neuf plectenchymateux et sept pseudo-parenchymateux (figure 11). Les Laticifères, la présence de latex, longueur, épaisseur, et ramifications des hyphes peuvent se produire dans tous les types de manteau (Agerer, 2006 in Kadi-Bennane, 2016).

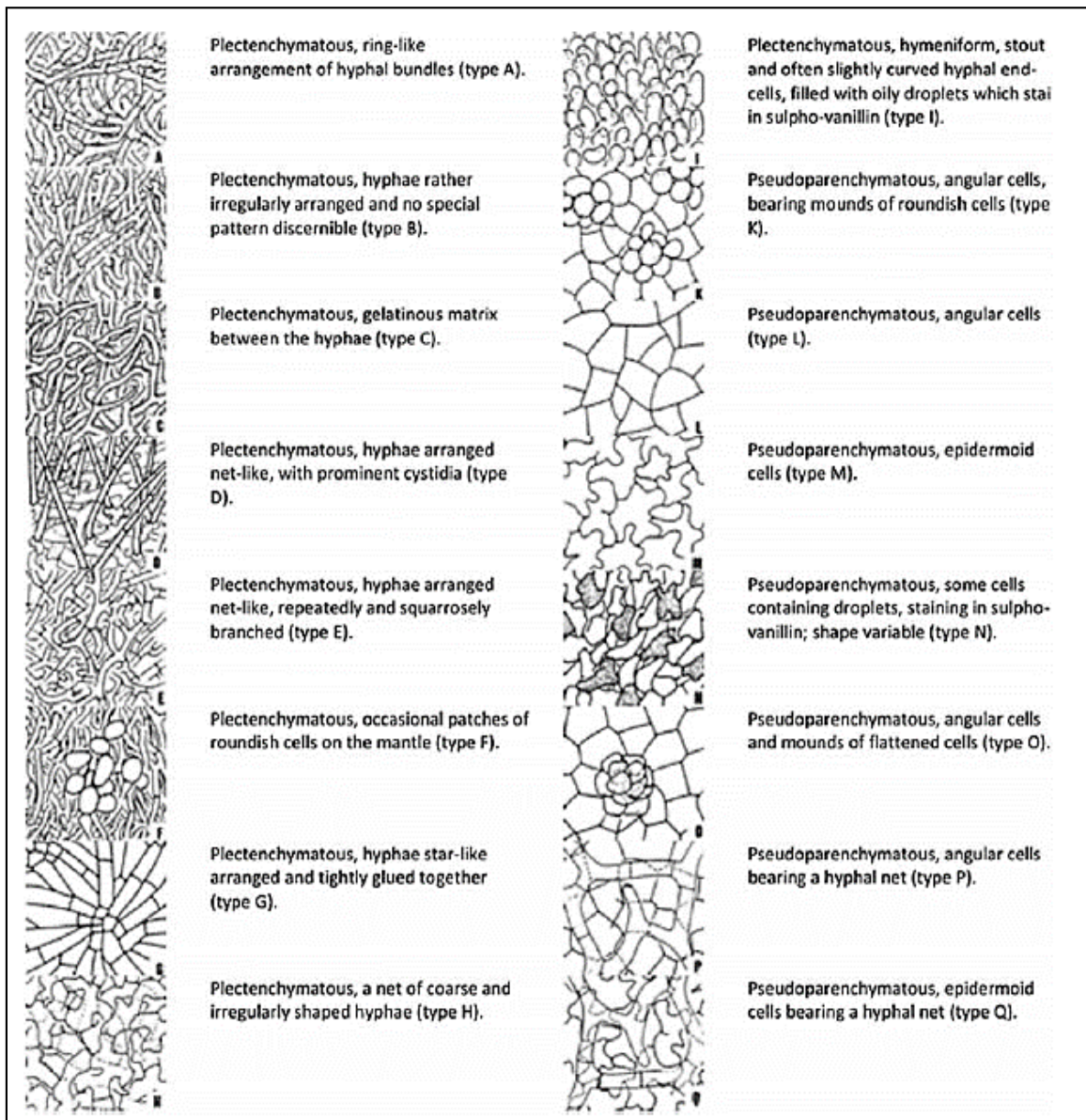


Figure 9. Différents types de manteaux selon AgreretRambold (2013)

I.5.3. Réseau de Hartig

Il se compose d'un labyrinthe d'hyphes entre les cellules du cortex racinaire. Il est utilisé pour représenter les caractères associés à ECMs (Frank, 1885; Harley et Smith, 1983). Elle est causée par la pénétration plus ou moins profonde du mycélium dans le manteau entre les cellules de la première couche épidermique des racines courtes de la plante hôte ; elle a un effet arbusculaire dans la communication entre partenaires. C'est l'interface de communication entre deux partenaires. Dans de nombreuses mycorhizes, les cellules épidermiques changent de morphogénèse et s'allongent radialement, montrant une disposition caractéristique en "arête de poisson".

Les travaux de Burgess *et al.* (1994) et Dell *et al.* (1994) ont démontré la corrélation entre l'épaisseur du réseau Hartig et la réponse des plantes hôtes à l'intensité de l'inoculation fongique.

Ces résultats appuient l'hypothèse que le réseau Hartig est la principale zone de transfert de nutriments de l'association. Cependant, cette corrélation ne s'applique qu'à quelques types d'ECMs. Chez la plupart des angiospermes, la pénétration est limitée à la couche cellulaire épidermique, formant le réseau Hartig « épidermique » (Godbout et Fortin, 1983). Chez les gymnospermes, le réseau de Hartig pénètre généralement au-delà de l'épiderme, pénètre dans le cortex et s'étend parfois jusqu'à l'endoderme. Une fois la colonisation terminée, le champignon ne pénètre pas au-delà de cette limite.

I.6. Etablissement de la mycorhize

L'établissement des mycorhizes au niveau des racines se fait de différentes manières selon le type de mycorhize

I.6.1. Les ectomycorhize :

La symbiose ectomycorhizienne s'établit spontanément à partir de propagules présentes dans le sol. GarbaYe (1991) a décrit l'infection par trois types de propagules dormantes, assurant la conservation du champignon, ce sont : les spores, des vieilles mycorhizes où le réseau de Hartig est encore vivant et de petits amas de mycélium protégés dans des microsites favorables (Figure 13).

La figure 13, montre l'établissement de la symbiose mycorhizienne en fonction des trois types (spore, vieille mycorhize, amas mycélien) de propagules dormantes dans le sol, assurant la conservation et la reproduction du *champignon ectomycorhizien*:

a : Propagules solitaires non germées

b : Propagules germées avec reprise de l'activité en présence d'exsudats de racines compatibles.

c : Stade saprophyte, le mycélium colonise la surface de la racine principale au détriment des sécrétions par les méthodes suivantes Allonger et atteindre la première racine latérale courte, accepter l'établissement de la symbiose.

d : Infection primaire, une première mycorhize est formée avec cette racine courte ; le champignon est en phase symbiotique, et la partie saprophyte du thalle qui avait assuré sa progression régresse du fait du vieillissement et de la subérisation de la racine longue qui n'exsude plus.

e : L'un des hyphes exophytiques (extramatricielle) irradiés de la mycorhize nouvellement formée atteint la deuxième racine courte et l'infecte à son tour (infection secondaire); la répétition des étapes d et e assurera la propagation de la symbiose

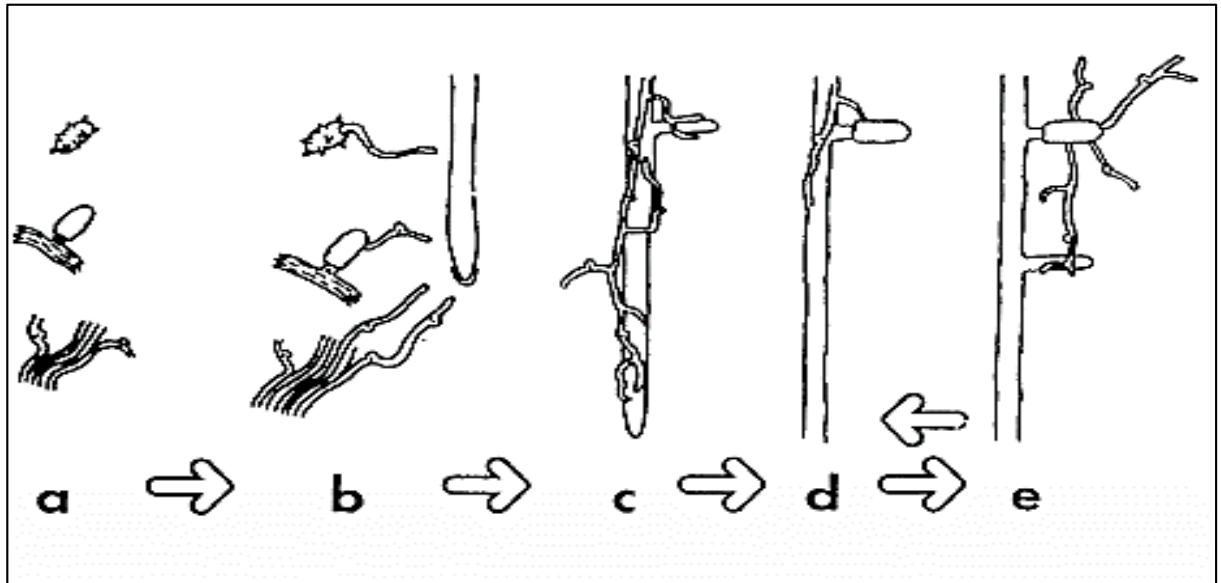


Figure 10. Etape de l'infection ectomycorhizienne à partir de propagules présentes dans le sol

I.7. Fonctionnement des ectomycorhizes

Les ectomycorhizes peuvent différer dans leur capacité à absorber et à transférer les nutriments (Burgess *et al.* 1993) et leur capacité à favoriser la croissance des arbres (Burgess *et al.* 1994). Cette efficacité dépend non seulement du degré de colonisation des racines, mais aussi du développement des hyphes dans le sol (Colpaert *et al.* 1992, Thomson *et al.* 1994).

Les champignons ectomycorhiziens produisent des hyphes ectophytiques allant de quelques millimètres d'hyphes à des dizaines de centimètres d'hyphes très développés, comme *Lactobacillus* et *Russula* formant des mycorhizes lisses, tandis que d'autres comme *Pisolithustinctorius* ou *Suillus bovinus* forment des champignons. Les racines présentent un très grand réseau d'exophytes. Hyphes qui peuvent se développer à une distance de quelques dizaines de centimètres (Agerer, 2001 ; Rousseau *et al.*, 1994). Les champignons ectomycorhiziens peuvent explorer la matrice entourant le mycélium ectophytique, qui est concentré près du manteau mycorhizien ou à partir du rhizome. La distribution et la différenciation du mycélium peuvent être utilisées pour distinguer des « types d'exploration » (Figure 12), dont chacun peut représenter une stratégie d'exploration matricielle différente (Agerer, 2001).

I.7.1.Type d'exploitation « contact »

Ce type est représenté par les ectomycorhizes, qui ont un manteau lisse et seulement quelques décorations de surface. L'extrémité de l'ectomycorhize est généralement en contact étroit avec le substrat environnant et la litière et les feuilles d'humus (le cas échéant). Les représentants de

ce groupe sont les ectomycorhizes formées par le baume, le *Chroogomphus* et le *Lactarius*. *Leucangium*, *Russula*, *Tomentella* et tubercules.

1.7.2.Type d'exploration « courte distance »

Ces ectomycorhizes sont caractérisés par une enveloppe volumineuse d'hyphes émanant, mais les rhizomorphes ne sont pas formés. Dans ce groupe les espèces du genre *Cenecocum* et la majorité des espèces ectomycorhiziennes Ascomycètes, du genre *Tuber* à longue cystide et des Basidiomycète

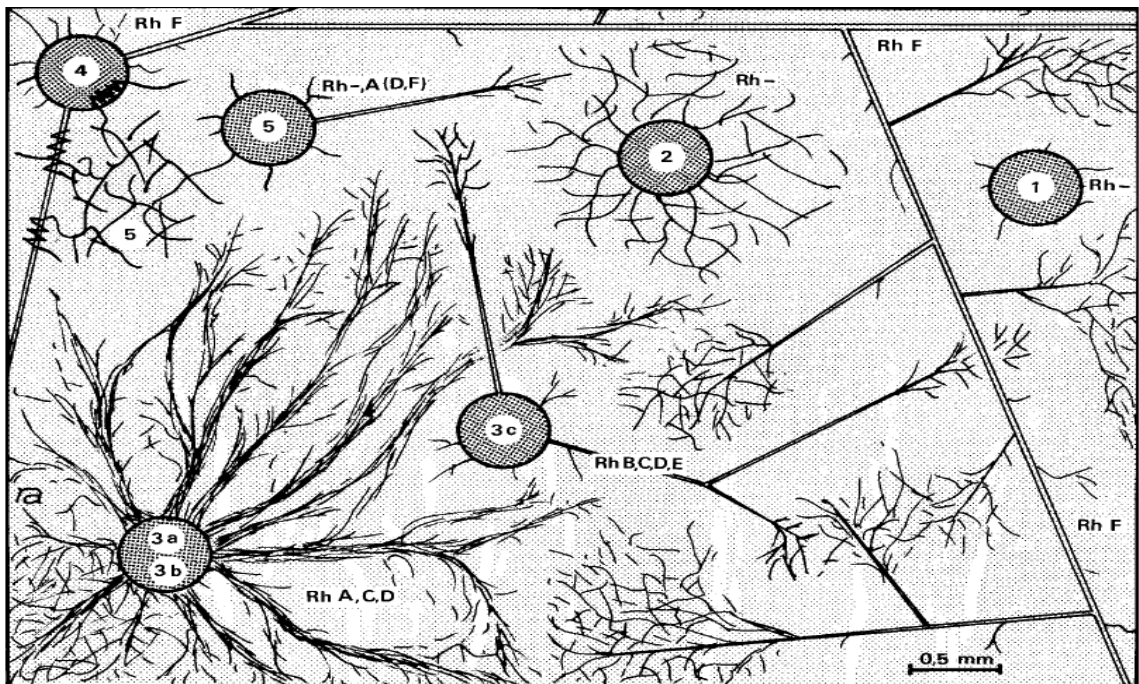
1.7.3.Type d'exploration « moyenne distance »

Ce type d'ectomycorhiziens forme des rhizomes, qui se divisent en trois sous-types :

- Sous type en franges : les champignons forment souvent des d'hyphes en éventails et des rhizomorphes émanant qui se ramifient et s'interconnectent de manière répétée. Les surfaces des rhizomorphes sont fréquemment velues avec des hyphes émanant avec un contact prolongé avec le sol. Les rhizomorphes sont de type A (uniforme et lâche) et exceptionnellement de type C et D (thelephoroïde, ramarioïde et phlegmacioïde).
- Sous type feutré : les champignons forment des nattes qui peuvent généralement occuper de grandes surfaces. Les mycorhizes individuelles n'ont qu'un champ d'exploration assez limité et leurs rhizomorphes sont indifférenciés ou légèrement différenciés de type A, C et exceptionnellement de type D.
- Sous type régulier : tous les rhizomorphes sont indifférenciés, légèrement ou très rarement différenciés en interne. Avec un noyau central d'hyphes épais. Les manteaux ectomycorhiziens semblent plutôt lisses avec presque aucun ou seulement quelques hyphes émanant. Les rhizomorphes appartiennent au type B (uniforme compact) exceptionnellement les rhizomorphes sont formés du type E (russuloïd).

1.7.4.Exploration de longue distance

Les ectomycorhizes de ce groupe sont plutôt lisses avec des rhizomorphes peu nombreux mais fortement différenciés de type F (boletoïd). Ces derniers sont très différenciés avec des hyphes centraux (Vessel-like) de diamètre plus gros permettant une plus grande efficacité de transport de l'eau et de nutriments. Les ectomycorhizes appartenant à ce type peuvent être faiblement ramifiés (monopodiale, coralloïdes et tuberculeux).



(« 1 ». Contact, « 2 ». Courte distance, « 3a, 3b, 3c ». Moyenne distance et « 4 ». Longue distance.)

Figure 11. Différents types d'exploration selon Agerer (2001)

I.8. Les ectendomycorhizes

I.8.1. Définition

Caractérisées à la fois par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et intracellulaires. Elles se rencontrent chez les Arbutacées, les Monotropacées et sont formées par des Basidiomycètes (*Cortinarius*, *Boletus*...) (Mikola, 1948).

C'est un type de mycorhize très peu répandu. Comme son nom l'indique les champignons impliqués développent aussi bien un manchon fongique à l'extérieur des racines, que des formations endocellulaires en pelotons. Elles 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

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). Etant donné les nombreuses ressemblances avec les ectomycorhizes, les champignons qui participent à ces diverses associations ont été supposés appartenir aux mêmes groupes (Durrieu, 1993).

L'ectendomycorhize concerne les espèces d'arbres transitionnels; appelé ainsi car ils ont su migrer du biotope océanique vers un biotope montagnard. Ils appartiennent à des milieux mixtes comme les peupleraies

I.8.2.Manteau fongique

Le manteau fongique des ectendomycorhize se forme de la même manière que celui des ectomycorhizes c'est un feutrage plus au moins dense de filaments, qui recouvre toute la racine courte, la protège et accumule des réserves, mais a la différence que celui-ci est réduit et ses hyphes mycéliens peuvent également pénétrer dans les cellules végétales (Lamier *et al.* 1976) (figure 13), et formé des pelletons ressemblants a ceux des endomycorhizes

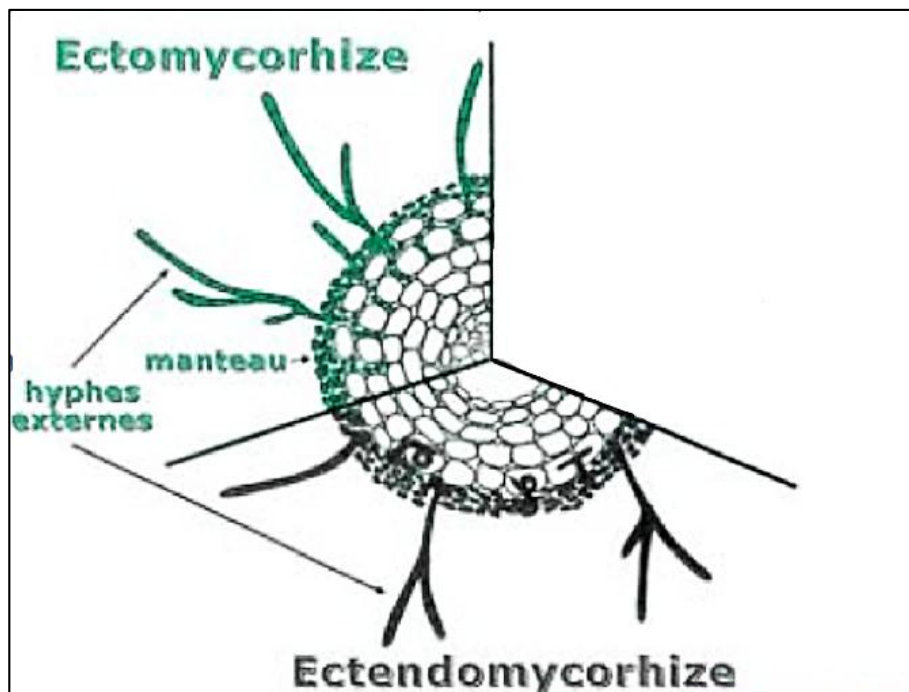


Figure 12: Comparaison entre le manteau d'une ectomycorhize et une ectendomycorhize

I.9. Réseau de Hartig

Les hyphes de réseau de Hartig émettent des branches qui perforent les parois des cellules végétales grâce à la sécrétion d'enzymes détruisant les constituants de cette paroi que sont la cellulose, les hémicelluloses et les pectines. Une fois à l'intérieure les hyphes se ramifient et prennent une forme contournée jusqu'à occuper toute la cellule. Mais en repoussant, la membrane cellulaire sans la traverser, finissant par être entièrement et étroitement engainées par cette membrane, représentent ainsi un grande surface de contact propice aux échanges symbiotique.

I.10. Sols forestiers

I.10.1. Définition

Le sol est la couche la plus externe recouvrant le terrain géologique. Elle est généralement meuble et d'épaisseur variable : sous le climat méditerranéen elle est de quelques centimètres à près d'un mètre, et jusqu'à plusieurs mètres sous les climats tropicaux. Le sol provient des altérations survenues dans les roches géologiques sous-jacentes, il est donc appelé substrat rocheux ou matériel parental ; Pour les pédologues (Dukochaev, 1900 ; Bouaine (1989) ; Duchaufour, 1997) « Le sol est la couche supérieure de la croûte terrestre dans laquelle s'incarnent la vie, l'atmosphère et l'énergie terrestre ». Il s'est formé pendant des siècles ou des milliers d'années ; sous l'influence des périodes climatiques et de la végétation continue, sous le contrôle de la topographie.

I.10.2. Morphologie des sols forestiers

C'est la caractéristique la plus accessible sur le terrain et peut être facilement observée sur le terrain après le creusement de tranchées ou l'arpentage. Le sol semble être une superposition de couches à peu près parallèles à la surface, allant de quelques centimètres à quelques décimètres d'épaisseur, et leur apparence, leur couleur et leur toucher sont tous très cohérents. Ces couches sont appelées l'horizon

a) Les horizons d'un sol forestier

Le processus d'altération, d'humidification et de différenciation conduit à l'apparition de couches superposées qui varient plus ou moins selon la texture, la structure et la composition chimique. Ces différentes couches correspondent à l'horizon, et l'ensemble des horizons constitue le profil du sol. Selon le type de sol rencontré, ces couches peuvent être subdivisées en différentes sous-couches. Il y a quatre horizons principaux :

- **Horizon « A »** : est la couche principale occupant la partie supérieure du profil. En milieu forestier, son épaisseur est souvent confondue avec l'épaisseur de la litière fraîche. Cette dernière peut aller de quelques centimètres à dix centimètres. Il contient également beaucoup de matière organique et une petite quantité de minéraux. Cette matière organique provient des ordures en phase de décomposition.

- **Horizon « B »** : est située en dessous de « A » et se caractérise par des niveaux plus élevés d'argile, de fer et d'humus que les autres couches. Cet enrichissement peut être dû à la transformation de minéraux préexistants, ou il peut être dû à l'apport de sédiments. La matière organique présente dans cette formation est plus ancienne et provient de la couche supérieure

« A ». Il s'adsorbe sur l'argile et les oxydes de fer et d'aluminium et forme un complexe argilo-humique.

• **Horizon « C »** : située en dessous de « B » (en dessous de 150 cm), est une couche minérale qui représente le substratum rocheux altéré. Pour la végétation forestière, c'est un horizon très important car il lui permet de mieux s'ancrer dans l'environnement et sur les terrains accidentés comme la forêt de Darna.

I.10.3. Constituants d'un sol

Le sol est composé de matière solide (un ensemble de particules) et de vides, qui constituent les pores. La phase solide est composée de particules minérales (grains) et de matière organique (une minorité, sauf pour les sols organiques ou tourbeux), et elle est dominante dans la plupart des strates. Quant à la porosité, elle peut être occupée par deux phases, la phase gazeuse (atmosphère du sol) et la phase liquide. Les proportions relatives d'eau et d'air varient considérablement selon les saisons et les périodes climatiques. Lorsque tous les pores sont occupés par de l'eau, la couche de sol est dite saturée. C'est un signe d'être à ce niveau lors de l'observation.

I.10.4. Propriétés du sol

I.10.4.1. Propriétés physique

a) Texture

La texture est une représentation simplifiée de la granulométrie qui peut s'estimer sur le terrain. Elle est définie par ses proportions relatives en argile, limon, sable fin, sable grossier. Or, ces particules plus ou moins fines interviennent sur les propriétés physiques du sol. Il est dit qu'il est plus ou moins lourd ou léger, selon qu'il se compacte facilement (il colle en cas de pluie) ou qu'il se délite.

Donc pour apprécier la structure et la porosité, il faut réaliser une coupe dans le sol pour examiner les différentes couches du sol.

La texture du sol est à la base de toutes les autres propriétés, c'est la propriété du sol qui traduit de manière globale la composition granulométrique de la terre fine ; Elle conditionne une propriété, la porosité, qui est un facteur important de la perméabilité du sol en eau et en air. Et pour apprécier la structure et la porosité, il faut réaliser une coupe dans le sol pour examiner ses différentes couches.

Le critère retenu pour mesurer la perméabilité est la vitesse de percolation de l'eau exprimée en Cm^3/h . Le taux élevé de la matière organique n'implique pas forcément une bonne perméabilité.

La rétention de l'eau sous forme de vapeur ou liquide, l'eau occupe environ un quart du volume d'un sol, quand ce dernier est saturé, l'eau qui percole à travers une tranche du sol le fait sous l'influence de la gravité. La teneur en air est complémentaire de la teneur en eau, puisque ces deux fluides se partagent l'espace poreux.

b) La granulométrie

La distribution granulométrique décrit le rapport pondéral de particules minérales de différentes tailles (argile, limon fin et grossier, sable fin et sable grossier) exprimé en pourcentage. Les éléments grossiers (communément appelés cailloux) ont été préalablement séparés par tamisage. Détruisez la partie organique à l'avance. La granulométrie est évaluée en laboratoire à l'aide de protocoles standardisés. Sur le terrain, un attribut connexe est déterminé, à savoir la texture. L'influence des différents composants sur les propriétés du sol dépend d'autres propriétés. Ainsi, pour l'argile, les propriétés minérales de ces fines particules déterminent en grande partie leur influence sur les propriétés.

c) Structure

La structure reflète la disposition des particules de sol en agrégats. Les particules agrégées sont mesurées en millimètres, en centimètres ou même en décimètres pour les plus grosses : les agrégats. Selon la forme de l'agrégat, il existe plusieurs types de structures. La structure du sol est l'ensemble de ses composants solides à un instant donné. La stabilité structurelle dépend de la matière organique du sol. Les complexes argilo-humiques jouent un rôle structural, qui dépend plus ou moins de la teneur en eau du sol et varie selon le type d'argile. La matière organique augmente la stabilité des agrégats. Par conséquent, une mauvaise structure empêche l'eau de s'écouler dans le sol et empêche les échanges gazeux entre le sol et l'atmosphère. Une bonne structure va assurer une grande facilité de circulation d'eau, donc laisse s'écouler l'excès, assure une bonne aération des racines, une bonne germination, une pénétration profonde des racines et une bonne exploration par les racines des ressources nutritives du sol.

I.10.5. Propriétés chimiques

a) Le pH

Cette propriété dérivée de la théorie chimique explique la concentration des ions H^+ dans la suspension du sol. Théoriquement, il peut varier de 0 à 14, mais dans le sol, la plage de variation actuelle est plutôt de 3 (sol extrêmement acide), 8 (sol alcalin) ou même 10 sur sol salin. La valeur du pH est l'une des caractéristiques physiques et chimiques les plus importantes du sol, car la forme, la fluidité et la biodisponibilité des éléments traces métalliques sont liées à leur valeur. Le pH est défini par la relation suivante : $pH = -\log H^+$

Dans les solutions diluées, il est considéré que l'activité est égale à la concentration. Étant donné que la valeur du pH ne peut être mesurée que dans une solution, la valeur du pH du sol est en fait la valeur du pH lorsque la solution et son environnement sont en équilibre. Par conséquent, le principe de la mesure du pH du sol est l'équilibre ionique entre la phase solide et la phase liquide. Selon la méthode, les méthodes suivantes peuvent être utilisées pour faire la suspension :

- L'eau distillée pour la détermination d'acidité réelle,
- Solutions salines telles que le chlorure de potassium ou le chlorure de calcium, détermination de l'acidité potentielle.

Le pH est une caractéristique globale qui est reliée à beaucoup d'autres propriétés du sol, ce qui lui confère un intérêt majeur.

b) Matière organique

Concernant la matière organique ou phase organique du sol, elle correspond à toute matière composée de carbone organique, qu'elle soit vivante ou non vivante (insectes, plantes, humus, micro-organismes, etc.). L'humus est un terme qui regroupe toute la matière organique non biologique du sol, et peut être divisé en deux catégories :

- **Substances non humiques (Sans humus)** : Correspond à la fraction de substances organiques identifiables par leurs caractéristiques biophysiques et chimiques (par exemple : glucides, protéines, acides aminés, lipides, etc.).
- **Substances humiques (Humus)** : Issu de la transformation chimique ou biologique (altération, agrégation, etc.) de la matière organique du sol (Sahnoune, 2014).

c) Conductivité électrique

La conductivité est une mesure qui donne une approximation de la concentration de sels solubles présents dans l'échantillon. La conductivité du sol ou des sédiments est une mesure de la quantité d'ions qui peuvent être dissous en présence d'eau.

I.10.6. Propriétés biologiques d'un sol

L'existence du sol nécessite l'existence d'une activité biologique, et l'activité biologique est le principal facteur d'évaluation du sol et affecte de nombreuses caractéristiques du sol. Le sol interagit également avec les conditions biologiquement actives qui s'y développent. Ensuite, pour une condition énergétique donnée (température, précipitations, gravité), un équilibre s'établit entre l'état du sol (qu'il soit minéral ou organique) (biome) et les organismes vivants (biome) qui s'y trouvent. Ces organismes sont nombreux et très divers, et des biomes riches et diversifiés ont été trouvés dans le sol pour leur permettre de s'adapter à leur taille et à leurs besoins (Calvet, 2013).

a) Faune du sol

La «Pédofaune» comprend un grand nombre de créatures aux caractéristiques morphologiques variées. Tous ces organismes vivent dans les espaces poreux du sol, et leur position dans les pores dépend de leur taille (Calvet, 2013).

- **Microfaune** (taille <0,2 mm) : Ces organismes sont abondants dans le sol. Ce sont principalement des protozoaires (amibes nues, chenilles, ciliés, flagellés) et des nématodes. Ils vivent dans l'eau dans les pores assez grands pour les contenir.
- **Méso faune** (0, 2 à 4 mm) Il comprend les micro-arthropodes : acariens, vers de printemps, bipèdes, protopodes, petits polypes. Il existe également de grands nématodes et nématodes.
- **Macrofaune**(4 à 80 mm) Il se compose également d'une grande variété de créatures, telles que des vers, des insectes, des polypodes, des mollusques et des araignées. Les vers de terre sont probablement la catégorie la plus importante, à la fois en termes de leur biomasse et de leur rôle dans les processus de transport et de biotransformation qui se produisent dans le sol. De nombreuses espèces aux caractéristiques physiologiques différentes ont été dénombrées, décrites et divisées en trois groupes écologiques : - Espèces aériennes : situées près de la surface du sol ; -Espèces endogènes : pénètrent profondément dans la vie ; -Espèce anécique : se déplaçant dans tout le profil du sol (Bouche, 1972).

- **Mégafaune** (taille > 80 mm) Ce sont de gros animaux (vertébrés, reptiles, amphibiens) qui utilisent le sol comme habitat.

I.11. Couvert végétal de la région d'étude

Le village de Darna étant un établissement humain très ancien, la formation des plantes naturelles a été profondément modifiée par diverses pratiques telles que Les cultures vivrières et l'élevage. En effet, du fait de l'organisation ancestrale du village (Thadjemaith), de vastes étendues ont bénéficié d'une protection efficace et l'environnement forestier s'est maintenu pendant des siècles jusqu'à aujourd'hui (Bensidhoum, 2010). La principale essence de la forêt de Darna est le *Quercus ilex*, avec un taux de couverture de 80 % et une hauteur moyenne de 10 m.

Cette espèce concurrence par endroits avec l'érable de Montpellier (*Acer monspessulatum*), l'orme (*Ulmus campestris*) et le merisier (*Prunus avium*). Nous avons également remarqué la présence de cèdres épars qui s'élèvent au-dessus de la canopée des chênes verts. Les arbustes peu profonds à très denses occupent généralement une grande surface. Les espèces les plus courantes sont la bruyère (*Erica arborea*), le champignon (*Pistacia lentiscus*), l'aubépine (*Crataegus monogyna*), le calice (*Calycotum spinosa*), les lianes et autres plantes grimpantes telles que la chèvre feuille (*Lonicera etrusca*), le Climatis (*Climatis flannula*). ... Nous avons trouvé moins d'églantier (*Rosa canina*), d'if (*Taxus baccata*), de ginkgo (*Juniperus oxycedrus*) et de laurier (*Daphnolaureola*). La strate herbacée est très variable et n'est même pas aussi développée que les buissons. Cette formation est quasi absente en hiver, mais plus importante au printemps. Principalement représentée par la fougère mâle (*Dryopteris Filix mas*), la fougère royale (*Osmunda regalis*) et une variété de graminées telles que la fétuque (*Festuca atlantica*), *Briza maxima* et le pâturin. La région de Darna est caractérisée par un grand nombre de figuiers (*Ficus carica*), en particulier le cerisier très développé (*Prunus cerasus*). Malheureusement, ces vergers ont décliné au fil des décennies après avoir été détruits par des populations de singes asticots (*Macaca sylvanus*). La végétation rouge est très riche et variée. Citons, entre autres, le Frêne (*Fraxinus angustifolia*), l'Alnus glutinosa, la Ronce (*Robus ulmifolius*), la Clématite (*C. flannula*), l'Aristolochie et l'Asperge à fort rendement.



Chapitre 2 : Matériels et méthodes



II.1. Etude du milieu

II.1.1. Caractéristiques générale du milieu

II.1.1.1. Situation géographique et géologique

La forêt de Darna (figure 16) est située au sud-est de la province de Tizi-Ouzou et fait partie administrativement de la daïra d'Ath Yenni et de la commune d'Iboudrarene. Au nord elle est délimité par le route de Wilaya N°11 qui relie le village de Darna et Thala N'Tazerth, au sud se trouve la route nationale N°13 et une série de falaises rocheuses importantes, à l'est se trouvent les villages d'Assif El- Hammam et Darna et Thaghzarth, et à l'ouest par un maquis plus ou moins dense. Cette forêt couvre une superficie de 450 hectares, et l'altitude varie de 768 m à 1 319 m. Les coordonnées angulaires sont applicables à l'ensemble de la zone d'étude (36°28'-36°30') latitude nord et longitude est 04°15'-04°17' (Bensidhoum, 2010).

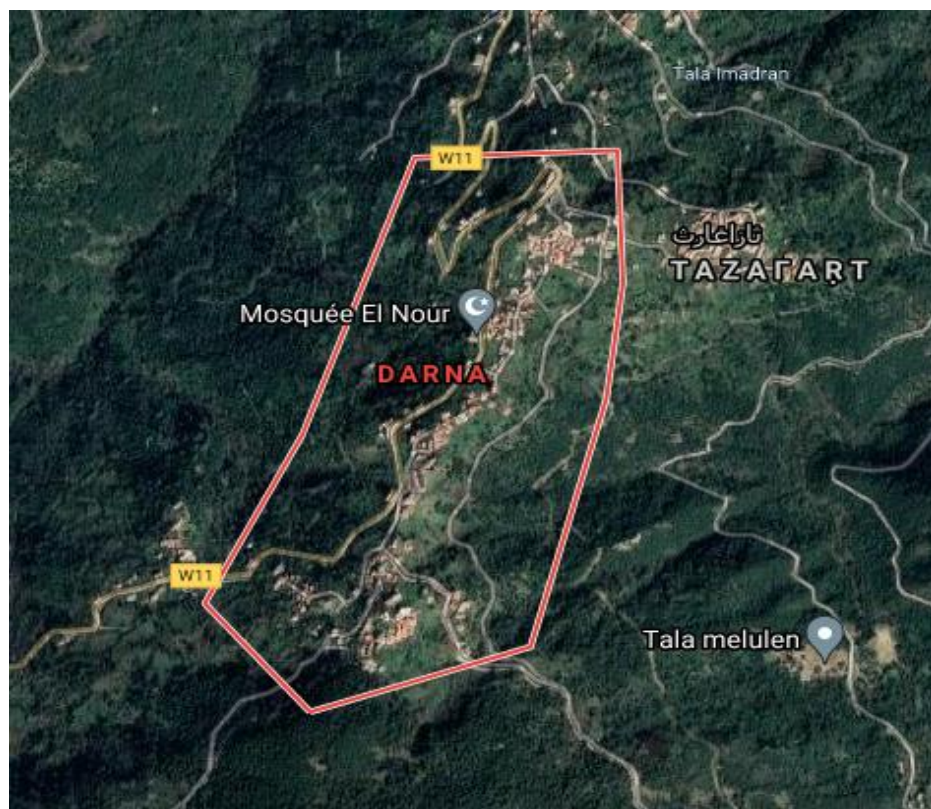


Figure 13: Situation géographique de la zone d'étude (Google map 2021)

Le massif du Djurdjura a fait l'objet de nombreuses études géologiques, stratigraphiques, structurales et orogéniques (Flandrin, 1952 ; Thibault, 1952 ; Raymand, 1976 ; Gelard, 1979 ; Abdesslam, 1995). La zone d'étude fait partie intégrante de ce bloc géologiquement complexe. Il est constitué de terrains sédimentaires fortement plissés et fracturés. Le calcaire est l'un des

principaux Aspect retrouvées dans le Djurdjura (Flandrin, 1952). Il existe des différences significatives dans les niveaux dans la région de Darna. Il a une zone montagneuse délimitée, qui comprend la majeure partie du groupe villageois et une zone de vallée, correspondant à la vallée qui irrigue la ville d'Ain-El-Hammam en dessous du village de Darna.

Trois crêtes rocheuses caractérisent la région d'étude :

- **Adrar Ait Darna ;**
- **Lemdhla ;**
- **Tizi Oughilas.**

II.1.1.2.Facteurs pédologiqueet hydrologique

L'ossature du Djurdjura est type calcaire, et les crêtes et sédiments dolomitiques sont sableux et marneux (Flandrin, 1952 ; Gelard, 1979). D'après les mesures prise sur le les horizons du sol sur le terrain. Nos observations indiquent que dans la plupart des zones d'échantillonnage, l'épaisseur de la litière est d'environ de 3 cm.

La région de Darna est caractérisée par un réseau hydrologique important et diversifié, comprenant de petits ruisseaux (IghzerLahouana, IghzerNassaka...) et des rivières asséchées (Assif El Hammam et Thassifth Boudrar), qui sont les principaux affluents de l'oued Aissi. Du fait du caractère irrégulier et de l'importance de l'évapotranspiration, les caractéristiques de ces cours d'eau sont très variables (Gelard, 1979 ; Abdesslam, 1995).

Climat

La station d'étude est soumise à un climat de type méditerranéen caractérisé par des pluies abondantes durant les saisons froides (Octobre à Juin), et une sècheresse relativement courte (Juillet et Août). La pluviométrie est assez élevée mais elle peut être inégalement répartie pendant l'année et très variable d'une année à l'autre. La région reçoit des précipitations généralement toujours supérieures à 1000 mm avec des maximums de 1500 à 1700 mm. La neige recouvre la station assez régulièrement, l'épaisseur de la couche varie de quelques centimètres à plus d'un 1,50m. Durant les années froides, l'enneigement peut se maintenir pendant plusieurs jours voir certaines années plusieurs semaines. Au-delà de 1400m d'altitude, l'enneigement peut aller jusqu'en Avril-Mai. La region est souvent recouverte par du brouillard. (Bensidhoum, 2010).

II.2. Sur le terrain

II.2.1. Le choix des arbres à étudier

Dans le cadre de l'étude du chêne vert, neuf (9) arbres, représentatifs de diverses parties de la forêt ont été choisis. Les points d'observation ont été désignés de façon à satisfaire l'hétérogénéité de l'échantillonnage.

II.2.2. Prélèvement des échantillonnages

La récolte des échantillons est réalisée sur une durée de 4 mois (février, mars, avril, mai), autour de neuf arbres de différente circonférence (définition de l'âge). Nous avons effectué un prélèvement de sol et de racines fines sur le centre et les quatre points cardinaux à une distance de 1 à 1.5 mètre du tronc sous le houppier de chaque arbre à une profondeur de 15 à 20 centimètre. Les échantillons sont mis dans des sachets étiquetés de numéro de l'arbre et par sa circonférence et sa géolocalisation, puis déplacer dans une glacière pour les préserver le long du trajet.

II.3. Travail au laboratoire

II.3.1. Paramètres physico-chimique

II.3.1.1. Prétraitement des échantillons

Cela comprend l'étalement de certains échantillons sur un établi, la fragmentation manuelle des grumeaux et des gros agrégats, puis leur séchage à l'air libre.

La deuxième étape consiste à passer l'échantillon séché à travers un tamis de 2 mm pour séparer la partie à grain fin (terre fine) de la partie à grain grossier de diamètre supérieur à 2 mm.

a) Analyse granulométrique

Le but de cette analyse est de déterminer la texture en classant les particules minérales du sol par catégorie de diamètre. Après avoir préalablement perturbé la matière organique avec de l'eau oxygénée, une pipette Robinson a été utilisée pour collecter l'échantillon. Les agrégats sont détruits par dispersion des gels flocculants après agitation mécanique dans la solution d'hexamétaphosphate de sodium. Ensuite, prélevez des échantillons à une certaine profondeur et à un moment précis pendant le processus de précipitation pour séparer les éléments non tamisés (argile et limon fin), en tenant compte de la température du liquide et de la vitesse de sédimentation des particules fines. Séparer avec un tamis ; sable grossier et sable fin. La mesure des boues grossières est dérivée ultérieurement.

Le mode opératoire a été adopté pour l'ensemble des échantillons :

- Introduire 10 g de terre fine sécher à l'air libre et tamiser au travers de mailles carrées de 2 mm de côté dans une creusée ;
- Peser la creusée avec la terre fine ;
- Mettre les creusées et la terre fine au four a moufle à 450°C pendant 4 heures pour la destruction de la matière organique ;
- Verser 900 ml d'eau distillé dans une colonne de 1000 ml, puis ajouter 15ml d'hexaméta-phosphate de sodium et les 10 g de terre fine après destruction de la M.O ;
- Jauger la colonne à 1000 ml avec l'eau distillé ;
- Agitation mécanique de la colonne ;
- Prélèvement des argiles + limons fin+ l'hexaméta-phosphate après un temps de sédimentation à une profondeur précise par rapport à la température de la solution ;
- Après avoir agité violemment et par retournement, poser le flacon à proximité de la pipette de robinson ;
- Laisser sédimenter durant 8 heures, en maintenant constante la température du liquide ;
- Au bout de 8 heures, nous avons effectuées un prélèvement de 20 ml à une profondeur qui dépend de la température, de la suspension et du temps de sédimentation ;
- Procéder ensuite comme précédemment, et déterminer le poids du sédiment argile + hexaméta-phosphate contenue dans 20 ml de suspension.

b) pH du sol

Le pH du sol est une mesure de l'acidité ou de l'alcalinité du sol. La valeur du pH de la solution du sol est considérée comme l'une des principales variables exprimant les propriétés chimiques du sol. Cette propriété contrôle de nombreux processus chimiques, comme la solubilité des éléments, contrôlant ainsi la nutrition minérale des plantes (Soltner, 2004). Ce potentiel hydrogène affecte particulièrement la disponibilité des nutriments des plantes en contrôlant la forme chimique des nutriments (Kabata-Pendias, 2011). Utilisez un pH-mètre pour mesurer le pH selon la procédure suivante :

- Étalonage du pH mètre avec les solutions tampon pH 4, pH 7 et pH 10 ;
- Peser 20g de sol (terre fine ≤ 2 mm) dans un bécher de 100ml ;
- Ajouter 50 ml d'eau distillé, selon le rapport solide/liquide de 1/2,5 ;
- Agiter de temps à autre durant une période de contact de 2h ;
- Effectuer la mesure après stabilisation de la valeur affichée. (annexe figure1)

c) Conductivité électrique

La conductivité d'une solution est une mesure de la capacité des ions à transporter le courant. La conductivité de la solution dépend de la concentration des ions présents et de leur vitesse de migration sous l'influence de la force électromotrice appliquée. Plus l'électrolyte est dilué, plus la conductivité diminue, car il y a moins d'ions par volume de solution pour assurer la transmission du courant. La conductivité d'une solution est définie comme l'inverse de la résistance. Elle est mesurée à l'aide d'une cellule de conductivité couplée à un conductimètre ; la conductivité est exprimée en $\mu\text{S}/\text{cm}$, mS/cm ou dS/m .

La détermination de la conductivité électrique a été faite selon le mode opératoire suivant :

- Peser 10g de sol terre fine ($\leq 2\text{mm}$) préalablement séchée ;
- Ajouter 50ml d'eau distillé dans un bécher de 100ml. Le rapport sol/eau à respecter est de 1/5
- Agiter chaque 15minute pendant 2h ;
- Transvaser le liquide dans un bécher de 50 ml ;
- Faire la mesure de la CE.

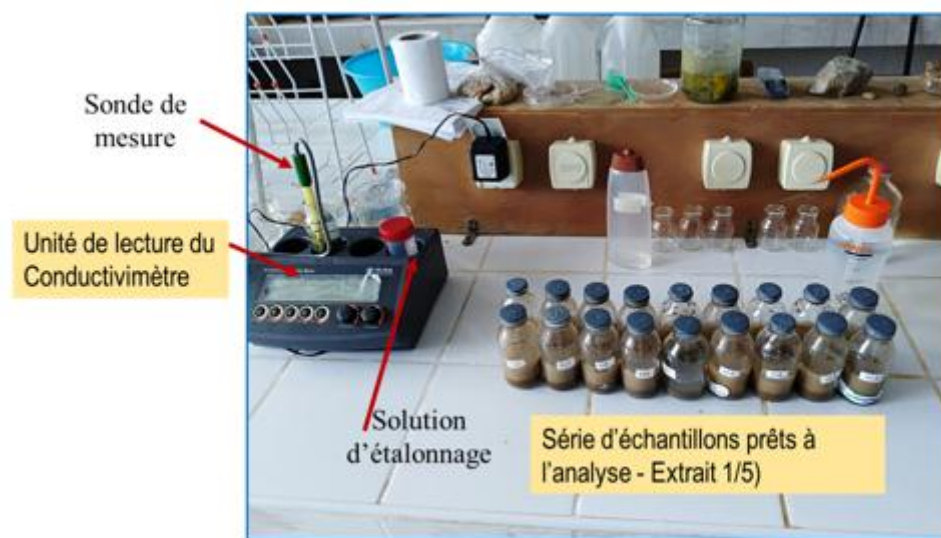


Figure 14 : Mesure de la conductivité électrique

d) Teneur en matière organique du sol

Pour mesurer la matière organique, nous avons utilisé le protocole de perte au feu décrit par Mathieu et Pieltain (2003). La méthode consiste à placer l'échantillon de sol à une température de 200°C pendant 16 heures pour éliminer le maximum d'humidité inter foliaire et d'humidité

sur les bords de l'argile, et à le chauffer à 450°C pendant 4 heures pour brûler le carbone organique (annexe figure 2).

Le mode opératoire a été adopté pour l'ensemble des échantillons :

- Le sol d'un poids de 5 g a été mis dans des creusets en céramique préalablement pesés à 0.001 g. le poids du creuset est noté M_0 ;
- Introduire les échantillons pour une durée de 16h dans l'étuve à 200°C, puis peser et noté le poids de l'échantillon déshydraté M_1 ;
- Placer le creuset et son contenu dans le four électrique et porter la température à $450 \pm 10^\circ\text{C}$, maintenir cette température pendant 4 heures, peser et noter le poids M_2 ;
- Recommencer l'opération de calcination jusqu'à ce que la différence de poids entre des pesées successives soit de moins de 0.01 g. Noter le poids du creuset plus l'échantillon calciné : M_2 .

• **Calculs :**

La perte au feu exprimée en pourcentage de la masse de l'échantillon déshydraté (après chauffage à 220°C) est donnée par l'expression :

$$\text{Carbone Organique (\%)} = \frac{M_1 - M_2}{M_1 - M_0} \times 100$$

$$\text{Matière Organique (\%)} = 1,724 \times C (\%)$$

II.3.2. Paramètres biologique

II.3.2.1. Description des ectomycorhizes

Pour réaliser l'inventaire et la description des ectomycorhizes, les échantillons collectés de chaque arbre sont mélangés pour former un échantillon composite de racines.

Les étapes suivies pour effectuer l'étude :

a) Nettoyage :

Les racines sont lavées délicatement pour les séparer des particules de sol sans altérer leur morphologie.



Figure 15: méthode de nettoyage des racines

b) La pesée

Nous avons pesé 2 gramme de racines mises dans des boites de pétri contenant de l'eau afin d'être analysé et de 2 gramme témoins qui sont mises de côté dans des tube à essai avec du FPA.

c) Observation

Elle se fait à la loupe binoculaire (annexe figure 3). Les ectomycorhizes observées sont classés selon la couleur, la forme, la taille, la présence ou l'absence du mycélium extramatriciel et du rhizomorphes. La phase extramatricielle nous a permis dans un deuxième temps de les classées en trois types d'exploration selon la classification d'Agerer 2001. Toutes les ectomycorhizes déterminées sont isolées et conservées dans un fixateur « FPA » (Formol (3%), Acide Propionique (5%) et Ethanol à (70°)

d) Coupes mycorhizienne

Nous avons sélectionné des mycorhizes pour faire des coupes et placé dans un petit carré de polystyrène dans lequel nous avons préalablement fait une fente (annexe figure 4)

II.3.2.2.Traitement statistique

➤ Par quantification des racines mycorhizienne (Comptage)

Chapitre 2 : Matériels et méthode

C'est un traitement d'échantillons de racines afin de détecter et de quantifier les mycorhizes nous avons utilisé une boîte de Pétri ronde de 9 cm ayant une intersection de quadrillage de diamètre avec une grille de (1cm), après avoir nettoyées et mesurées de une longueur de racines de 0,5m de fil que nous avons coupé en fragments et redistribué au hasard 3 fois dans la boîte de pétri avec un le même nombre totaux des lignes et des colonnes qui est 09lignes et 09 colonnes.(Brundrett *et al.* 1996). Ensuite nous avons mesurée la colonisation mycorhizienne par une procédure d'intersection de quadrillage (Giovannetti et Mosse 1980) sous une loupe binoculaire et microscope oculaire suivant le principe décrit dans chacun des figures 28et 29. Et nous avons répéter la procédure de quantification trois fois pour chaque échantillon d'arbres pour enfin faire la moyenne de chaque arbre

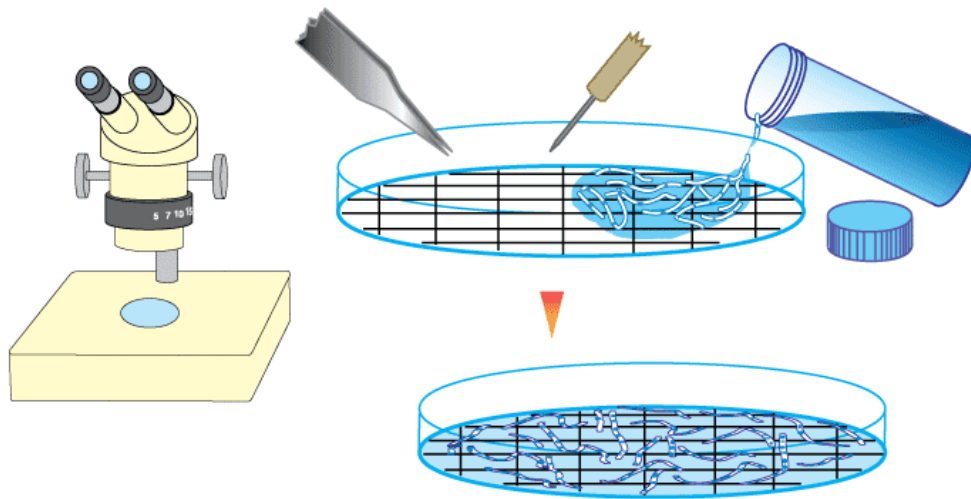


Figure 16. Etapes de quantification des racines mycorhizienne (Brundrett *et al.* 1996)

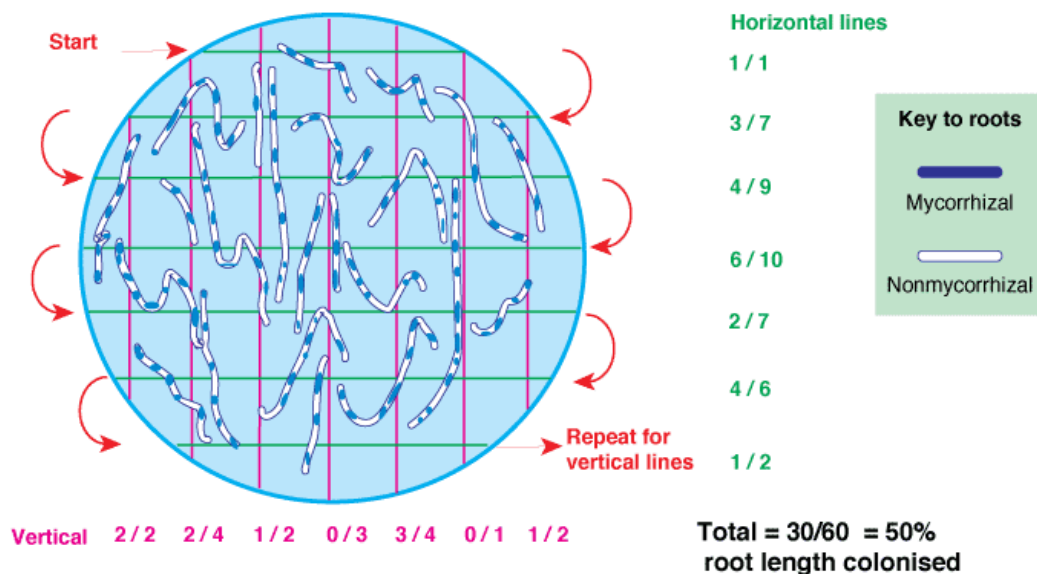


Figure 17. Méthode de quantification de racines mycorrhiziennes (Brundrett *et al.* 1996)

➤ Par Indices et coefficient

Par le biais du logiciel Excel, nous avons réalisé des histogrammes et calculé les indices de similitude entre les différentes communautés des arbres du chêne vert selon la saison de prélèvement avec la formule

Analyses comparatives des communautés des deux saisons par richesse morphotypique a été réalisée. Richesse totale en morphotypes d'arbres (TTMR) a été déterminée, c'est à dire le nombre de morphotypes observés dans tous les arbres pour les deux saisons. Nous avons également déterminé la richesse morphotypique des arbres pour la saison d'hiver (HTMR) et la richesse morphotypique des arbres pour la saison du printemps (PTMR).

La similarité / dissemblance entre les communautés d'ECM a été obtenue en calculant

➤ L'indice de similarité Jaccard

$$J = \frac{C}{(C + S1 + S2)}$$

➤ **Et coefficient de Dice**

$$\text{DSC} = \frac{2C}{(2C + S1 + S2)}$$

Ou (C) est le nombre de morphotypes commun entre deux échantillons, S1 est le nombre de morphotypes uniques pour l'échantillon 1 et S2 est le nombre de morphotypes unique pour l'échantillon 2

L'analyse statistique a été effectuée à l'aide du logiciel informatique BiostatTM2009 (analystes souvent Inc., Vancouver, Canada), station.6 et Microsoft Excel 2013

Et si le résultat obtenu est < 50 la différence entre les échantillons est donc significative et dont le cas d'un résultat obtenu est > 50 la différence est non significative

II.3.2.3.La description des endomycorhizes

a) Observation

Avant toute observation deux étapes sont nécessairement établies : décoloration des racines et coloration par produit chimique ; ces étapes sont nommées **Technique De Coloration Au Bleu De Trypon** :

La technique de Philips et Hayman (1970) modifiée ; est utilisée pour mettre en évidence au microscope photonique en premier lieu l'infection mycorhizienne à arbuscules.

Une partie des racines fixées au FPA est récupérée et rincée plusieurs fois à l'eau de robinet pour enlever toute trace du fixateur.

➤ **Décoloration des racines**

- Les racines sont découpées en fragments d'environ 1cm de longueur et sont misent dans des tubes a essais contenant de la potasse a 20%.
- En première partie elles ont été chauffées à 80°C pendant 2h dans l'étuve.

- Après le premier chauffage nous les avons rincé à l'eau distillé et changer la potasse puis remis dans l'étuve à 26°C pour 72h

➤ Coloration des racines

- Après les avoir enlevé de la potasse et rincé à l'eau distillé et nous les avons mis dans l'eau oxygénée (H_2O_2) dans des verres de montre. (annexe figure 5)
- Après 15 min nous les avons rincé et submerger dans de l'acide l'acétique pendant 15 min puis rincé à nouveau.



Figure 18: Submersion des racines dans de l'acide l'acétique (étape 2)

- On ajoute une goutte de bleu trypon avant de les mettre dans un bain marie pour 15 min, suite à cela on les place dans des lames et on ajoute une goutte de glycérine avant de recouvrir avec des lamelles. (annexe figure 6)
- Nous avons appuyé avec une gomme sur la lamelle pour bien aplatir les racines et évacuée les bulles d'air avant l'observation au microscope. (Annexe figure 7)



Chapitre 3 : présentation et discussion des résultats



III.1. Résultats et discussion

III.1.1. Propriétés des sols

III.1.1.1.1. Texture

La description faite sur terrain par le test du boudin pour l'ensemble des échantillons prélevés, indique que nous sommes en présence de sol dont la texture est à tendance sableuse avec une présence assez prononcée des argiles et des sables. Les analyses de laboratoire pour la détermination de la composition granulométrique d'échantillons composite, confirme en partie les observations de terrain.

Les résultats de l'analyse granulométrique montrent une forte proportion de sables, allant de 70,7 à 73,8 Les argiles et les limons se présentent dans des proportions comprises entre 9,7 et 16,5 Sur le triangle international des textures cette distribution correspond à une texture sablo-limoneuse (Tableau 1). Nos observations confirment les résultats obtenus par Hachemi et Taïbi, (2021)

A côté de la matrice sablo-limoneuse, les sols de la forêt de Darna renferment des cailloux de forme anguleuse dont certains sont calcaire (réaction positive au test d'HCl). Ceci attribue à ces sols forestiers un caractère filtrant, facilitant le drainage interne, l'aération du sol et l'activité biologique (Henin, 1977 ; Soltner, 2005). Les textures de cette nature contribuent dans les sols à réduire la capacité de rétention en eau (Delmi, 2009)

Table2. Composition granulométrique d'échantillon composite par ensemble d'arbre

	Sol/Arbre	%A	L (%)	S (%)	texture
Echantillon Composite 1	Ar1, Ar2, Ar3	13,2	16,1	70,7	SL
Echantillon Composite 2	Ar4, Ar5, Ar6	9,7	16,5	73,8	SL
Echantillon Composite 3	Ar7, Ar8, Ar9	11,1	16,5	72,4	SL

D'après Redon (2009), la croissance des colonies de **mycorhizes** est favorisée chez les plantes en fonction des conditions édaphiques en générale, mais elle est également influencée par la texture et la structure du sol.

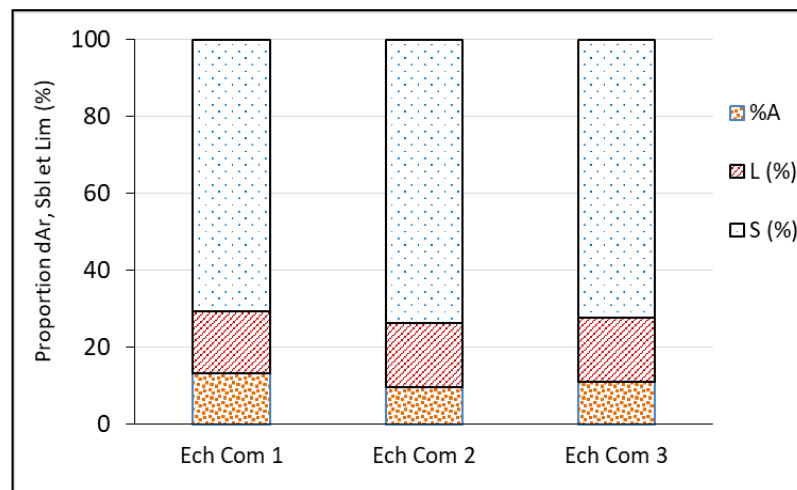


Figure 19. Proportion des fractions granulométriques d'échantillons composites du sol

Messaoudène (2008) et Curt (2017), font état d'une forte influence de la texture du sol sur la croissance, les développements et la distribution des espèces forestières.

A ce propos, les mesures de densité apparente présentées par Hachemi et Taïbi (2021) dans la forêt de Darna, montrent des valeurs allant de 0,8 à 1,6 g/cm³. Ceci indique que les sols échantillonnés sur la profondeur de 0 à environ 50cm, ne présentent pas de contrainte de compaction, donc de réduction de la phase gazeuse. Nos observations sur le terrain confirment que les sols de la forêt de Darna offrent des conditions édaphiques adéquates à une bonne activité biologique, ce qui va dans le sens des résultats de densités apparentes.

III.1.1.2. Réaction chimique du sol

Les résultats de l'analyse du pH-eau, représentant la réaction chimique du sol, montrent que les valeurs de pH varient de 5,64 à 7,02 (figure 31). Ces variations sont globalement 1,5 unité de pH, ce qui implique que les sols de prélevés présentent une réaction chimique semblable. Ceci résulte de leur proximité, de leur position topographique de la roche mère et de la végétation qui sont semblables. D'autres parts Hachemi et Taïbi (2021), présentent des résultats de pH compris entre 6,8 et 7.2, et qui augmentent en fonction de la profondeur du sol. Ceci confirme nos observations de terrain lors du test HCl (faible effervescence) de la matrice du sol et des cailloux. Le complexe d'altération présente une source de cations calcique assez importante et qui contribue efficacement au maintien du pH et la saturation du complexe adsorbant.

La majorité des champignons ont une préférence pour les milieux à pH acides. En général, leur pH optimum de croissance est compris entre 5 et 6 (Dix et Webster, 1995). Globalement, le pH des sols étudiés ne constituent pas une contrainte majeure, car le développement des champignons tient aussi à d'autres paramètres environnementaux tels que les températures du sol, la disponibilité de l'eau, des nutriments

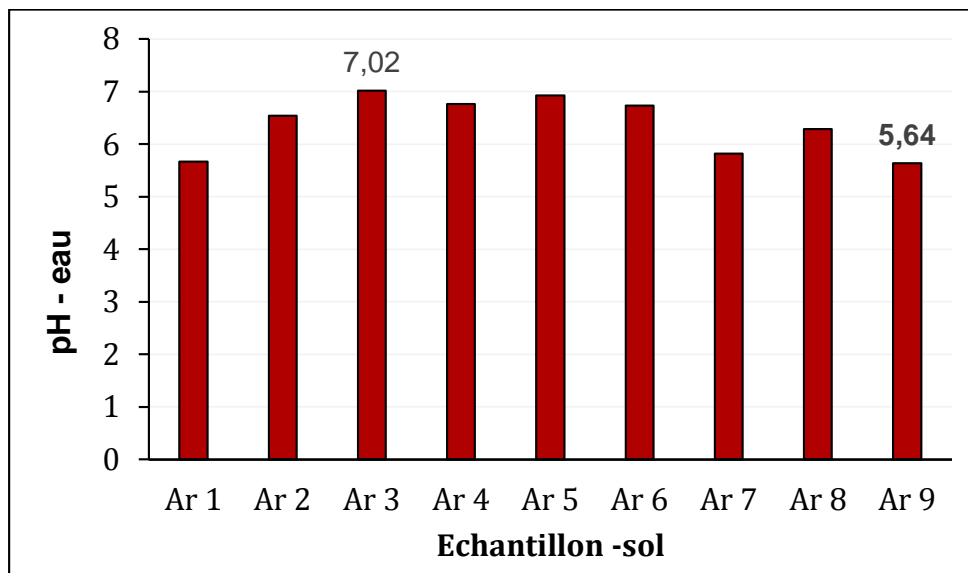


Figure 20. Valeurs de pH-eau selon les différents échantillons du sol

III.1.1.3. Conductivité électrique

La conductivité électrique exprime le degré de salinité par la concentration des solutés ionisable présents dans le sol. Les résultats enregistrés (figure 32) sont comprise entre 47 et 254 $\mu\text{S}/\text{cm}$. La conductivité moyenne des 9 échantillons est de 165 $\mu\text{S}/\text{cm}$.

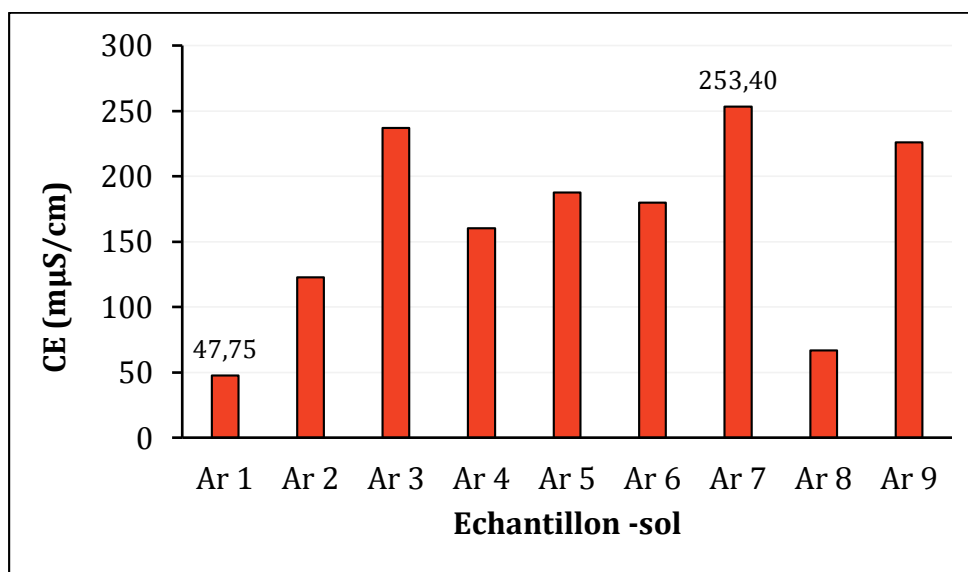


Figure 21. Valeurs de la CE selon les différents échantillons du sol

Cette valeur est inférieure à 200 $\mu\text{S}/\text{cm}$ donc les échantillons de notre sol sont considérés comme non salin (Mathieu et Pieltain, 2003). Ces résultats montrent que le sol étudié est homogène et la distribution des sels solubles est assez identique. De point de vue agronomique le risque de salinité est négligeable. Cependant, la colonisation des racines et la longueur des hyphes du sol produites par les champignons mycorhizien (Vesicular-arbuscular mycorrhizal : VAM) diminuent avec

augmentation de la concentration en sel du sol agricole (Cantrell et Linderman, 2001). Les champignons VAM peuvent participer pour atténuer l'impact des stress comme la sécheresse et la salinité du sol (Ruiz-Lozano *et al*, 1996).

III.1.1.4. Matières organiques

La teneur en carbone organique des sols sur l'ensemble des échantillons analysés, évolue entre 7,30 et 14,48 % (figure 33). Les échantillons disposant d'une forte teneur en MO sont en réalité des horizons humifères situés dans les 10 premiers centimètres. La teneur moyenne en matières organiques est de 19,2 %.

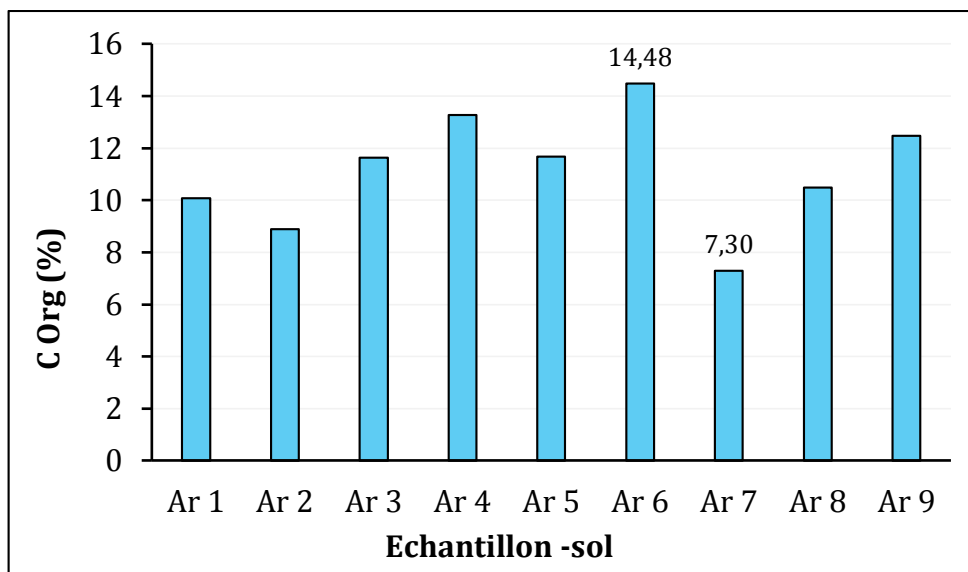


Figure 22. Différentes valeurs de Carbone Organique correspondant à chaque échantillon de sol

Hachemi et Taïbi (2021) notent qu'au sein de chaque profil une diminution du carbone organique est observée avec la profondeur du sol, ceci confirme la cohérence pédologique concernant la matière organique du sol signalée par plusieurs auteurs dans le milieu naturel (Duchaufour, 1997).

Les matières organiques sont un élément essentiel pour le fonctionnement de l'écosystème terrestre. A travers le processus de décomposition des matières organiques, une partie de l'énergie est fournie aux organismes et des nutriments sont libérés pour l'alimentation des microorganismes et des plantes.

La population microbienne n'est pas seulement un agent biologique essentiel de la dégradation des matières organiques dans le sol, c'est aussi un important, bien que petit, Pool au travers duquel passe une partie importante des matières organiques du sol (Van Veen et Kuikman, 1990)

III.1.2. Interactions entre paramètres

Les interactions entre le pH, CE et MO sont illustrées par les figures 4 (a, b et c). Les corrélations établies montrent que l'évolution des paramètres présentent des interactions différentes. Les apports de matières organiques par la litière contribuent à modifier profondément la pédogénèse et l'édification des propriétés physiques, chimiques et biologiques des sols forestiers (Bouneau et Souchier, 1979 ; Chamayou et Legros, 1989). Les transformations que subissent les matières organiques contribuent significativement à l'altération des roches, la formation du complexe argilo-humique et l'enrichissement du complexe d'altération. La dégradation des matières organiques libère des groupements acides en mesure de diminuer le pH de la solution du sol et de solubiliser les cations basiques (Ca, Mg, Na, K) (Schinzer et Khan, 1985; Chamayou et Legros, 1989).

Ainsi, la figure 5a., montre une corrélation positive ($R^2=0,6$) entre le taux de matière organique et le pH de la solution du sol. L'augmentation de la teneur en matières organiques est accompagnée dans le sol par une production plus importante de cations dans la solution d'altération et une élévation du pH du sol. Selon Mustin (1987), le pH dépend de la concentration en ions H^+ provenant de l'oxydation du carbone de la matière organique et du processus de nitrification de l'azote organique. Cette observation est globalement validée pour la relation entre la CE et le taux de matières organiques qui présente une corrélation positive avec un $R^2 = 0,5$ (figure 36).

La relation matière organique et CE dans le sol est complexe. Il est certes clair que les matières organiques apportent aux sols des sels solubles, Cherfouh *et al.*, (2018) notent que les amendements organiques participent à la salinisation des sols agricoles. Cependant l'action des matières organiques engendre une amélioration de la structure, de l'activité biologique et de la porosité contribuent aussi à faciliter la percolation des eaux et le lessivage des sels hors du profil (Mallouhi, 1979).

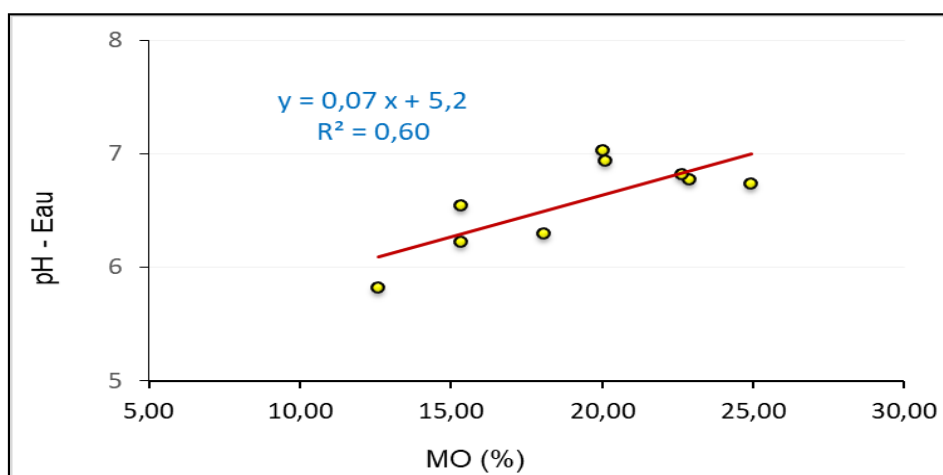


Figure 23. Corrélation entre le pH-eau et la matière organique (MO)

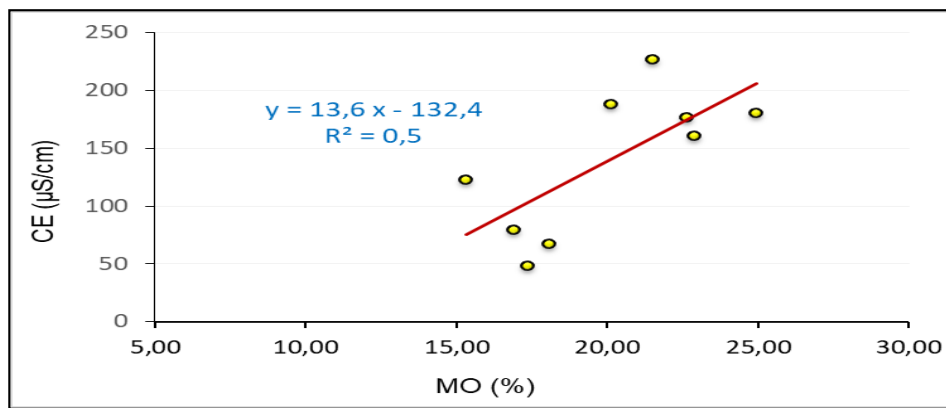


Figure 24. Corrélation entre la conductivité électrique (CE) et la matière organique (MO)

D'autre part la relation liant le pH à la CE confirme les observations précédentes. La figure 5c, présente une forte corrélation avec $R^2 = 0,86$, confirmant la richesse de la solution du sol en sels solubles essentiellement de nature alcaline. Selon Bruckner (2012), un pH plus faible du sol indique un plus grand nombre d'ions hydrogène dans le sol et une plus grande quantité d'ions hydrogène dans le sol montrera un taux plus élevé de conductivité électrique. Par conséquent, un faible pH du sol dû au grand nombre d'ions hydrogène dans le sol peut favoriser la conductivité électrique du sol.

La conductivité du sol est directement liée sa salinité (Pathak et Rao, 1998). La salinité se réfère essentiellement à la présence de sels solubles dans la solution du sol. Le pH du sol affect la solubilité des sels du sols, ainsi une forte alcalinité des sols contribue à une réduction des quantité de sels solubles dans le sol (Provin *et al.*, 2001).

La diversité et la composition des communautés microbiennes sont fortement influencées par le pH du sol. Dans l'intervalle de pH allant de 4 à 7, la biodiversité microbienne est importante et son activité est corrélée positivement (Rousk *et al.*, 2010). De par les résultats obtenus, les sols de la forêt de Darna disposant de pH voisin de la neutralité, présentent des conditions optimales pour un meilleur développement des champignons tels que les mycorhizes.

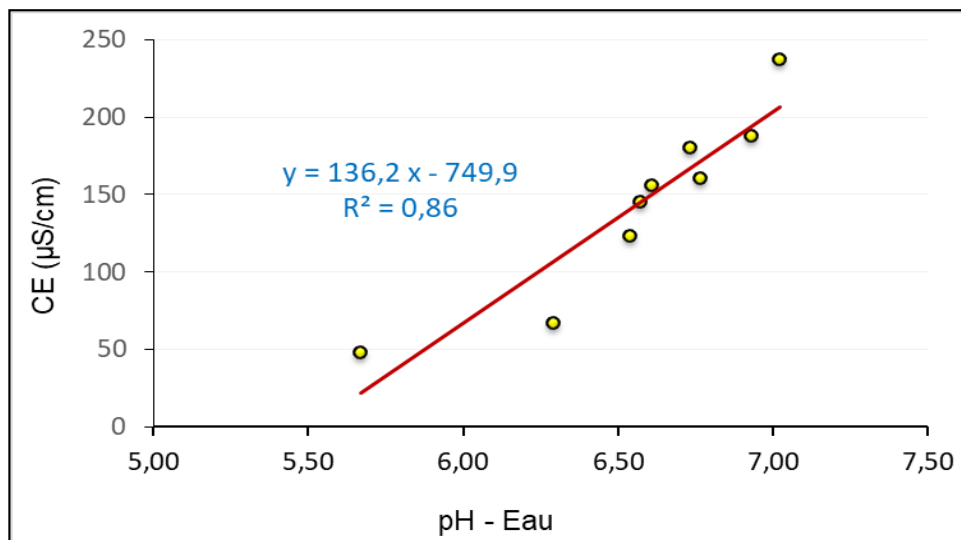


Figure 25. Corrélation entre la conductivité électrique (CE) et le pH-eau

III.2. Les ectomycorhizes

Résultats

Lors de notre étude concernant le statut symbiotique de *Quercus ilex* L. de la forêt de Darna dans le parc National du Djurdjura (PND), nous avons relevé l'absence des endomycorhizes dans la totalité des individus quel que soit la saison et l'âge (Fig.37, A à F). L'observation des racines colorées sous microscope optique a, cependant, permis de mettre en évidence la présence d'endophytes chez le chêne vert à l'âge adulte du PND (Fig. 37, F).

L'observation de plus de 1175 de racines courtes issus des neuf arbres de différents âges durant les trois périodes de l'année 2021/2022, a permis d'inventorier 63 Morphotypes ectomycorhiziens chez le chêne vert (*Quercus ilex* L.) en conditions naturelles avec 25 ECMs présent en Hiver et 49 ECMs présent en Hiver et 11 ECMs se sont révélées communes aux deux saisons. Et parmi eux le (*Tuber sp*) ECM 19 .Fig.4

Nous avons distingué selon les caractéristiques morphologiques et anatomiques établies par Agerer (1987-2008) trois groupes selon le mode d'exploration du sol tels qu'établis par Agerer (2001) : «le type d'exploration contact (C), courte distance (CD), moyenne et longue distance (MLD) ».

I. Les ectomycorhizes à exploration contact : sont au nombre de 10 morphotypes :

ECM 22 : qui correspond à une ectomycorhize simple de couleur marron foncée à la base et pointe claire. La forme est sinueuse présentant une texture lisse (Fig.1).

ECM 35 : correspond à une ectomycorhize simple de couleur noire et pointe légèrement courbée présentant une texture lisse du manteau (Fig.2).

ECM 38 : est une ectomycorhize simple de couleur noire à la base et pointe claire griffée. Elle présente une texture du manteau granuleuse (Fig.3).

ECM 39 : une ectomycorhize simple non ramifié de couleur rouge. Elle présente une extrémité en pointe droite plus foncée et avec une texture du manteau Liss (Fig.4).

ECM 41 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur marron foncée à la base et pointe jaune claire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.5).

ECM 42 : correspond à une ectomycorhize à distribution simple, de couleur jaune à dorée avec des taches sombre .Elle présente une extrémité en pointe courbe et une texture lisse (Fig.6)

ECM 44 : qui correspond à une ectomycorhize simple de couleur foncée à la base et pointe claire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau lisse (Fig.7).

ECM 46 : une ectomycorhize simple non ramifié de couleur beige. La forme est droite présentant une texture lisse (Fig.8).

ECM 55 : une ectomycorhize simple non ramifié de couleur blanche. La forme est droite présentant une texture lisse (Fig.9).

ECM 58 : une ectomycorhize simple de couleur marron foncé à la base et pointe plus claire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse(Fig.10.E). La coupe anatomique révèle un manteau fin pseudo-parenchymateux, avec des cellules angulaires (type O) couleur jaune à orange claire avec un réseau de Hartig sur une couche (Fig.41).

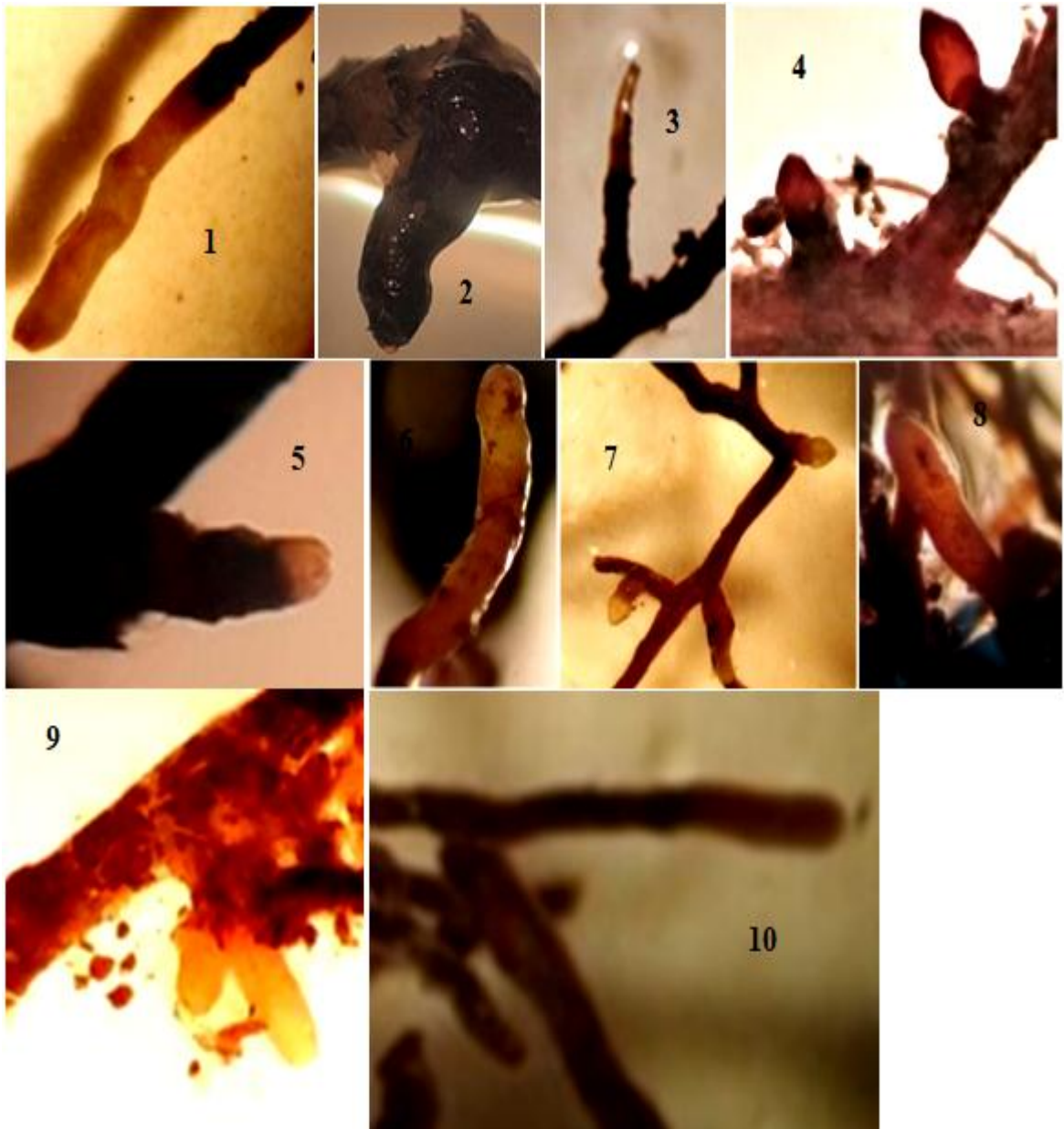


Planche 1. Fig. 1 : ECM 22, Fig. 2 : ECM 35, Fig. 3 : ECM 38, Fig. 4 : ECM 39, Fig. 5 : ECM 41, Fig. 6 : ECM 42, Fig. 7 : ECM 44, Fig. 8 : ECM 46, Fig. 9 : ECM 55, Fig. 10 : ECM 58 à 10 Ectomycorhizes du chêne vert à exploration de type contact, de la station de Darna du Parc national du Djurdjura

II. Les ectomycorhizes à exploration courte distance : sont au nombre de 13 morphotypes représentant

ECM04 : Il s'agit d'une mycorhize noir simple avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig. 1). La coupe anatomique révèle un manteau épais pseudo-parenchymateux, avec des cellules angulaires (type O) couleur jaune à orange claire avec un réseau de Hartig sur une couche planche 6. Fig. (A et B).

ECM06 : correspond à une (*Quercirhiza squamoza*) une ectomycorhize à distribution monopodiale, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse et une abondance des hyphes (Fig.2).

ECM09 : correspond à une ectomycorhize à une distribution noduleuse à coralloïde, de couleur marron clair. Elle présente de la pointe droite et avec une texture du manteau lisse (Fig.3).

ECM19 : correspond à une (*Tuber sp*), une ectomycorhize à une distribution monopodiale-pyramidal, de couleur marron foncée. Elle présente des extrémités en pointes droites et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.4).

ECM26 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe légèrement courbée et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.5).

ECM27 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe sinueuse et avec une texture du manteau granuleuse avec la présence de mycélium de couleur blanche (Fig.6).

ECM28 : Il s'agit d'une mycorhize simple de couleur rose avec une base large et pointe étroite. Elle présente une texture du manteau granuleuse (Fig.7)

ECM29 : Il s'agit d'une ectomycorhize simple dont la couleur est marron avec une extrémité en pointe sinueuse et une texture granuleuse (Fig. 8).

ECM31 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur gris. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.9).

ECM33 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur noire. Elle présente avec une texture du manteau granuleuse (Fig.10).

ECM43 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse et une abondance de fine hyphes (Fig.11).

ECM59 : correspond à une ectomycorhize dont la distribution est coralloïde, de couleur noire. Elle présente des extrémités en pointes droites et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.12).

ECM61 : Il s'agit d'une mycorhize noir simple avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig.13).



Planche 2. Fig. 1 : ECM 4, Fig. 2 : ECM 6, Fig. 3 : ECM 9, Fig. 4 : ECM 19, Fig. 5 : ECM 26, Fig. 6 : ECM 27, Fig. 7 : ECM 28, Fig. 8 : ECM 29, Fig. 9 : ECM 31, Fig. 10 : ECM 33 , Fig. 11 : ECM 43, Fig. 12 : ECM 59, Fig. 13 : ECM 41 Ectomycorhizes de type d'exploration de courte distance du chêne vert de la station de Darna au Parc national du Djurdjura

III. Les ectomycorhizes à exploration moyenne et longue distance : sont d'un nombre de 40 morphotypes représentant

ECM1 : correspond à une ectomycorhize à une distribution coralloïde, de couleur noire. Elle présente des extrémités en pointes droites et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.1).

ECM02 : Il s'agit d'une ectomycorhize coralloïde qui est hydrophobe et de couleur noire avec des extrémités en pointes droite et une texture granuleuse (Fig. 2).

ECM03 : correspond à une ectomycorhize à distribution simple, de couleur blanche. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau lisse et la présence de rhizomorphes (Fig.3).

ECM05 : Il s'agit d'une ectomycorhize simple de couleur noire avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse et une abondance de longs hyphes (Fig. 4).

ECM07 : Il s'agit d'un mycorhize simple dont la couleur est marron avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse et la présence de rhizomorphes (Fig. 5).

ECM08 : Il s'agit d'un ectomycorhize dont la distribution est coralloïde dont la couleur est beige avec une extrémité en pointe droite et une texture lisse et la présence de rhizomorphes (Fig. 6).

ECM10 : Il s'agit d'une ectomycorhize blanche, racémeuse type (pic-bac) avec une extrémité en pointe tortueuse et une texture cotonneuse et la présence de long rhizomorphes (Fig. 7).

ECM11 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur marron foncée. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau lisse (Fig.8).

ECM12 : Il s'agit d'un ectomycorhize simple dont la couleur est noire avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse et la présence de rhizomorphe (Fig. 9).

ECM13 : correspond à une ectomycorhize à distribution simple, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.10).

ECM14 : Il s'agit d'un mycorhize simple dont la couleur est marron foncée avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse et une abondance de hyphes sur l'extrémité de pointe (Fig.11).

ECM15 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur beige. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau lisse (Fig.12).

ECM16 : une ectomycorhize simple non ramifié de couleur blanche. La forme est droite présentant une texture lisse (Fig.13).

ECM17 : Il s'agit d'une ectomycorhize simple dont la couleur est crème. La forme est courbée présentant une texture lisse (Fig.14).

ECM18 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur jaune translucide. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau lisse (Fig.15).

ECM20 correspond à une ectomycorhize à distribution simple, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.16).

ECM21 : correspond à une ectomycorhize à distribution simple jaune motarde. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse et avec présence de rhizomorphes (Fig.17).

ECM23 : Il s'agit d'un mycorhize simple dont la couleur est noire avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig. 18).

ECM24 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.19).

ECM25 : Il s'agit d'une ectomycorhize simple dont la couleur est marron avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse et la présence de rhizomorphes et du mycélium (Fig. 20).

ECM30 : Il s'agit d'une ectomycorhize simple dont la couleur est marron. La forme est sinueuse présentant une texture granuleuse (Fig.21).

ECM32 : correspond à une ectomycorhize à distribution simple, de couleur noire. Elle présente une extrémité en pointe courbée et avec une texture du manteau laineuse (Fig.22).

ECM34 : Il s'agit d'une mycorhize noir simple avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig.23).

ECM36 : correspond à une ectomycorhize à distribution simple, de couleur marron. Elle présente une extrémité en pointe sinueuse et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.24).

ECM37 : Il s'agit d'une ectomycorhize noir simple avec une extrémité en pointe courbée et une texture granuleuse (Fig. 25).

ECM40 : correspond à une ectomycorhize (*Russula. Sp*) à une distribution simple, de couleur jaune motarde. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.26).

ECM45 : Il s'agit d'un mycorhize noir simple de couleur jaune tachée avec une extrémité en pointe droite et une texture lisse (Fig. 27).

ECM47 : Il s'agit d'une ectomycorhize simple de couleur marron foncé à la base et pointe plus claire avec des rayures marron avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig. 28).

ECM48 : correspond à une ectomycorhize à une distribution simple, de couleur dorée à la base et pointe sombre. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau granuleuse (Fig.29).

ECM49 : Il s'agit d'une ectomycorhize simple de couleur à la base est sombre et pointe dorée avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig. 30)

ECM50 : Il s'agit d'une ectomycorhize noir simple présentant une base large et extrémité de pointe étroite et courbée et une texture granuleuse présentant une abondance d'hyphes (Fig. 31).

ECM51 : Correspond à d'une ectomycorhize simple de couleur à la base marron foncées et pointe claire avec une extrémité en pointe sinueuse et une texture granuleuse (Fig. 32).

ECM52 : correspond à une ectomycorhize dont la distribution est simple, de couleur blanche. Elle présente une extrémité en pointe sinueuse et avec une texture du manteau lisse (Fig.33).

ECM53 : Il s'agit d'une ectomycorhize jaune simple avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig. 34).

ECM54 : Il s'agit d'une ectomycorhize jaune simple avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig. 35)

ECM56 : correspond à une ectomycorhize à distribution monopodiale, de couleur beige. Elle présente une extrémité en pointe droite et avec une texture du manteau liss (Fig.36).

ECM57 : Il s'agit d'une ectomycorhize blanche simple avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse et présence de mycélium (Fig. 37).

ECM60 : Il s'agit d'une ectomycorhize noir simple à monopodiale avec une extrémité en pointe droite et une texture granuleuse (Fig. 38).

ECM62 : Il s'agit d'une ectomycorhize marron simple avec une extrémité en pointe droite et une texture en feutrage (Fig. 39).

ECM63 : Il s'agit d'une ectomycorhize à couleur jaune claire a la base et sombre à l'extrémité des pointes avec une distribution monopodiale et pointes droite et une texture liss (Fig.40). La coupe anatomique révèle un manteau fin pseudo-parenchymateux, avec des cellules angulaires (type O) couleur rouge claire avec un réseau de Hartig sur deux couches planche 6. (Fig.35, C et D)



Planche 3. Fig. 1 : ECM 01, Fig. 2 : ECM 02, Fig. 3 : ECM 03, Fig. 4 : ECM 05, Fig. 5 : ECM 07, Fig. 6 : ECM 08, Fig. 7 : ECM 10, Fig. 8 : ECM 11, Fig. 9 : ECM 12, Fig. 10 : ECM 13, Fig. 11 : ECM 14, Fig. 12 : ECM 15, Fig. 13 : ECM 16, Fig. 14 : ECM 17, Fig. 15 : ECM 18
Ectomycorhizes de type d'exploration moyenne longue distance de la station de Darna du Parc national de Djurdjura



Planche 3. Fig. 16 : ECM 20, Fig. 17 : ECM 21, Fig. 18 : ECM 23, Fig. 19: ECM 24, Fig. 20 : ECM 25, Fig. 21: ECM 30, Ectomycorhizes de type d'exploration moyenne longue distance du chêne vert de la forêt de Darna du Parc national de Djurdjura

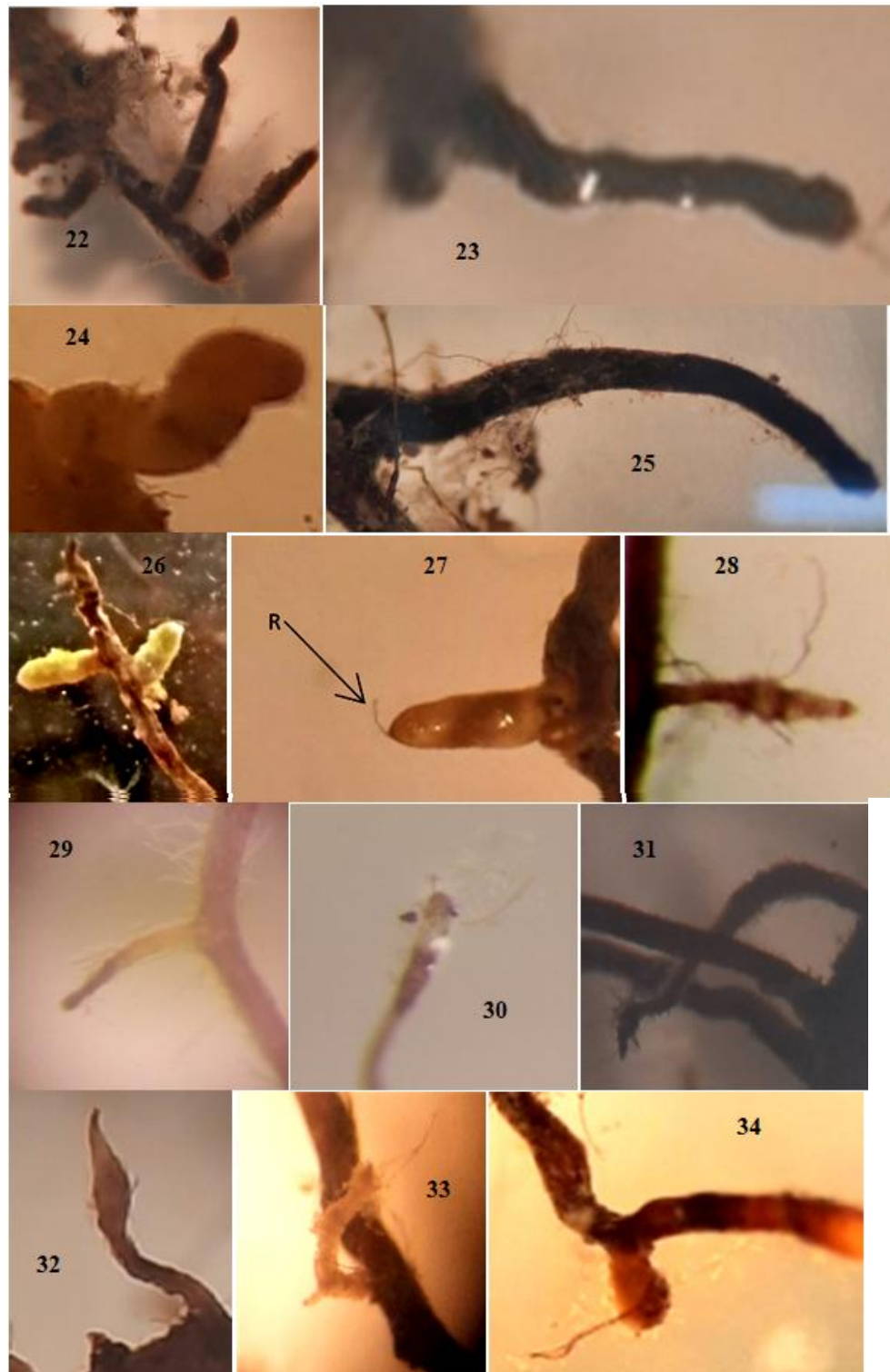


Planche 4. : Ectomycorhizes du chêne vert de type d'exploration moyenne longue distance de la station de Darna du Parc national de Djurdjura. . Fig. 22 : ECM 32, Fig. 23 : ECM 34, Fig. 24 : ECM 36, Fig. 25 : ECM 37, Fig. 26 : ECM 40, Fig. 27 : ECM 45, Fig. 28 : ECM 47, Fig. 29 : ECM 48, Fig. 30 : ECM 49, Fig. 31: ECM 50, Fig. 32 : ECM 51, Fig. 33 : ECM 52, Fig. 34 : ECM 53 au grossissement 400

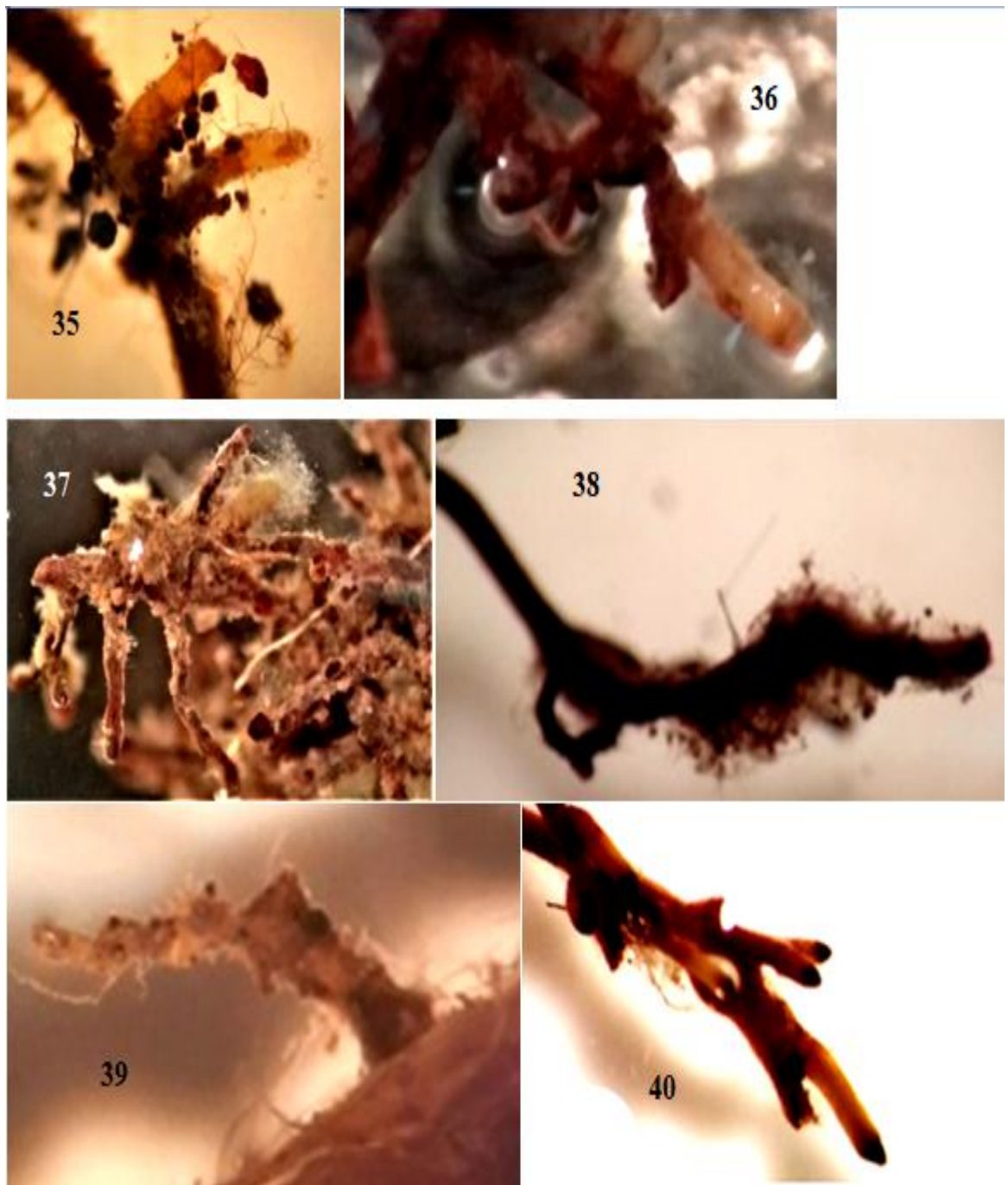


Planche 5. Ectomycorhizes de type d'exploration moyenne longue distance du chêne vert de la forêt de Darna du Parc national du Djurdjura. . Fig. 35: ECM 54, Fig. 36: ECM 56, Fig. 37: ECM 57, Fig. 38: ECM 60, Fig. 39: ECM 62, Fig. 40: ECM 63 au grossissement 400

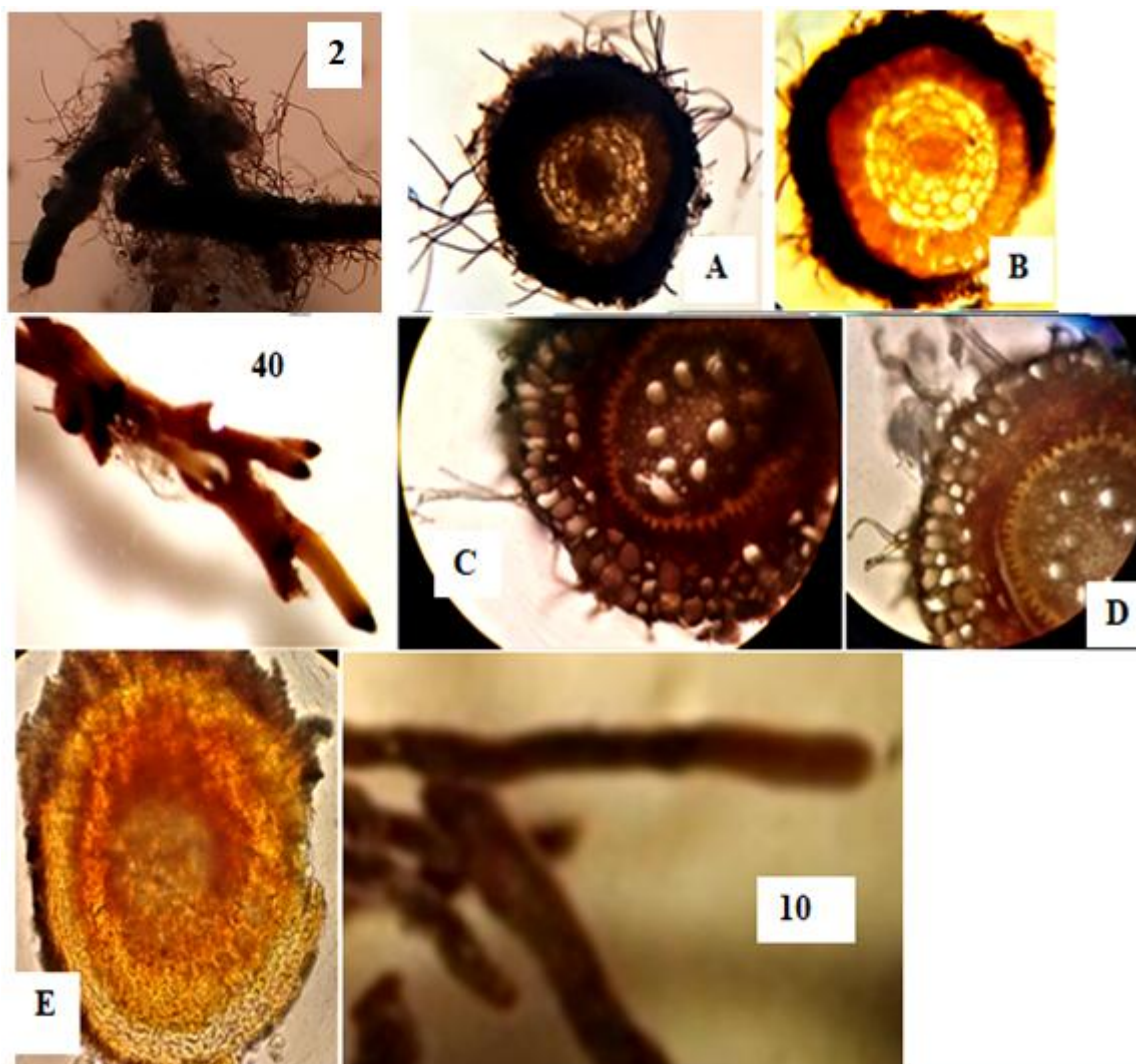


Planche 6. Coupe anatomique d'ectomycorhizes observées sous microscope optique
au grossissement 400

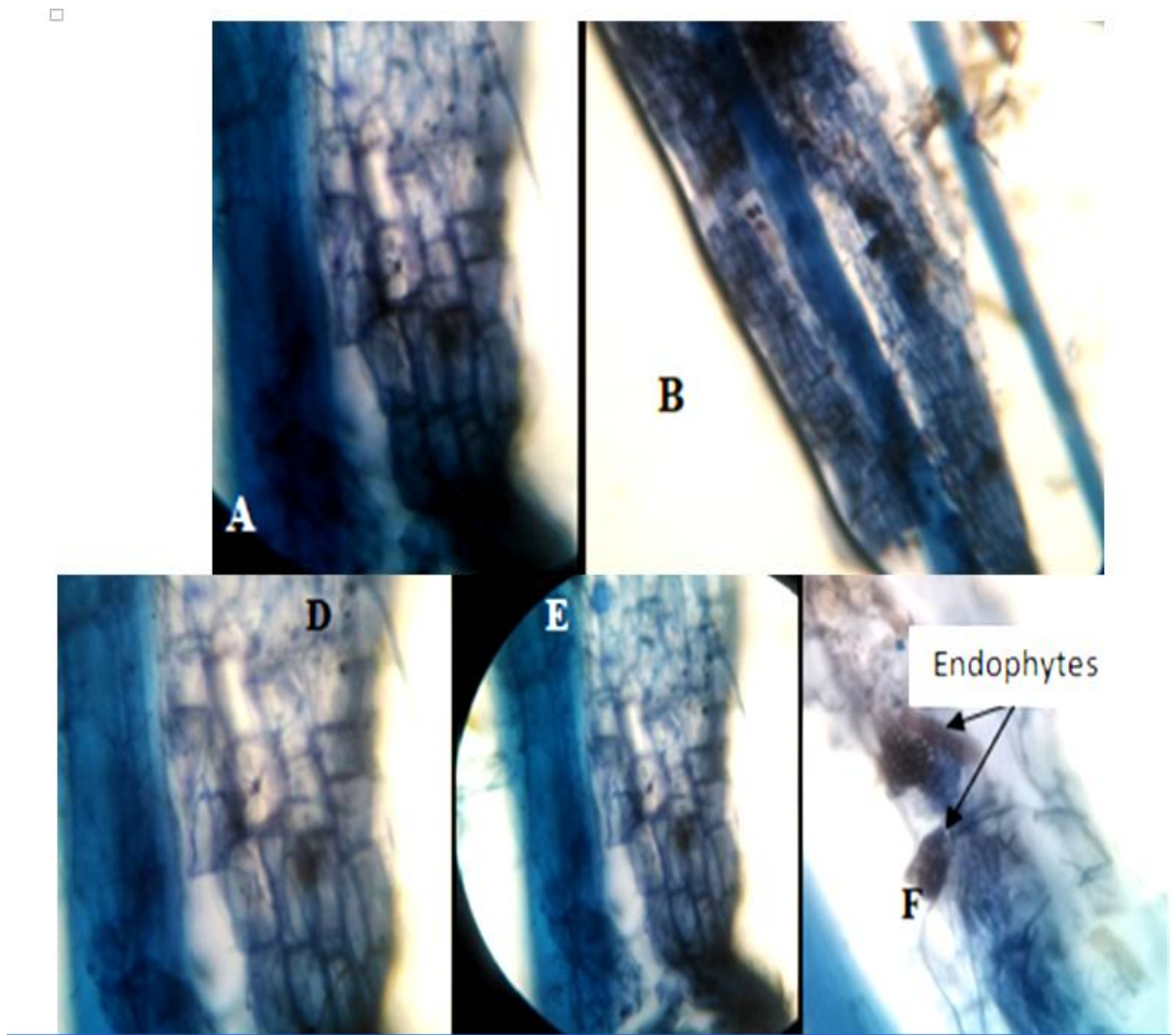


Figure 26. Racine colorées avec absence d'endomycorhizes (A) et mise en évidence de la présence d'endophytes (F)

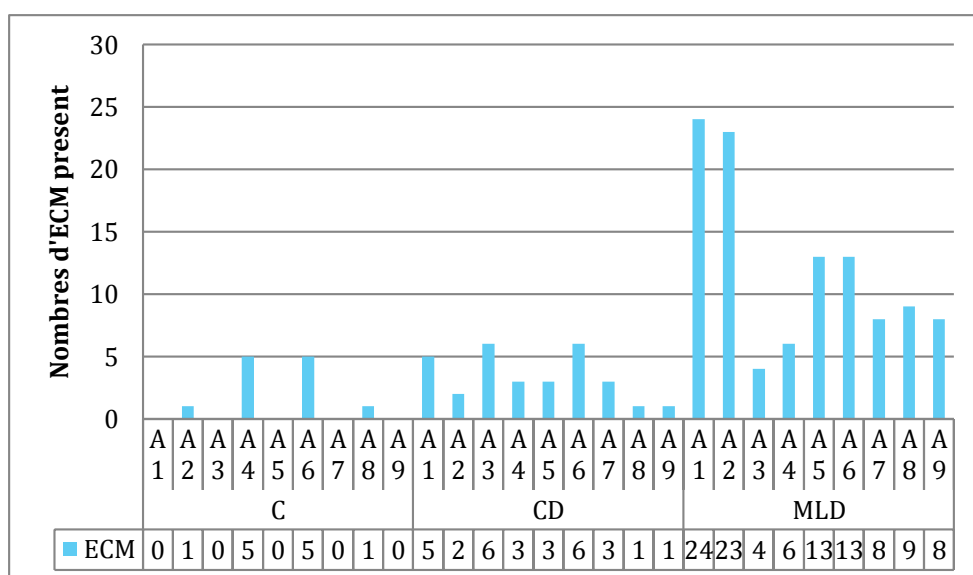


Figure 27. Variations de la richesse ECM selon les différentes stratégies d'exploration des arbres de chêne vert de la forêt de Darna (PND)

L'estimation de la richesse ectomycorhizienne selon les types exploratoires par arbres montre la richesse en type exploratoire moyenne et longue distance chez tous les arbres et pour toutes les saisons (Fig. 37). Il est à évoqué la rareté des type exploratoire contact chez le chêne vert mais également une diversité moyenne du type courte distance.

Tableau .02. La distribution des morphotypes d'ECM selon leurs stratégies d'exploration et les saisons d'hiver et printemps

ECM	C	CD	MLD	N°T	Taux de colonisation	Indice de Jaccard	Indice de Dice
HIVER							
S.H							
PRIN							
S.P							
COMUN					-----		

S.H : ECM spécifique pour la saison hivernale, S.P : ECM spécifique pour la saison

Printanière

Le calcul du taux de colonisation des racines du chêne vert a révélé un taux plus important chez les arbres échantillonnés en Hiver avec $135.66 \pm 143.77\%$. Le taux enregistré au Printemps était de $48.14 \pm 10.62\%$ (Tableau 2). Il semble que le chêne vert réalise plus de symbiose en période hivernale en préparation d'un démarrage végétatif du Printemps.

La communauté ectomycorhizienne commune était constituée de 11 ECMs dont le types exploratoire moyenne longue distance MLD sont majoritaires et présent avec une Richesse ECM MLD commune= 8. Le type courte distance était présent avec une Richesse ECM CD commune = 3. Le Type d'exploration Contact a été absent dans la communauté commune (Tableau2). Selon Agerer (2006), les mycorhizes du types d'exploration moyenne et longue distance sont des ECMs spécialiste en translocation des éléments azote et Phosphore.

Nous supposant que le chêne vert est, de ce fait, une espèce végétale à de fort besoins en phosphore et azote lors de ces deux saisons mais plus encore au Printemps.

Afin de comparer la communauté des deux saisons et étudier la dynamique de la communauté d'ECMs selon l'état physiologique, nous avons calculé les indices de similitude de *Jaccard et de Dices* sur la base des ECMs communes et spécifiques pour chaque saison. Les résultats reportés dans le tableau 2 de 17,46 % étant inférieur à 50% indiquent l'hétérogénéité des deux communautés.

Tableau 03 : résultats acquis par le test d'anova entres les différents facteurs

	pH	CE	C-org	MO	C	CD	MLD	A0	R ECM	Taux ECM
Fonction observé										
Probabilité										
Significativité	NS	*	NS	NS	NS	NS	***	NS	**	*

NS : non significatif ; *S : Significatif, **HS : hautement significatif, ***THS : très hautement significatif

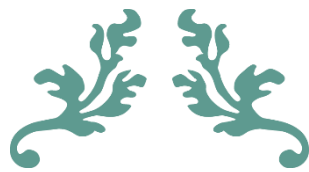
L'analyse de la variance réalisé pour toutes les variables étudiées a permis de mettre en lumière l'absence de différence entre les différentes variables du sol à l'exception de la Conductivité électrique pour laquelle nous avons noté une différence significative. Les coefficients de corrélation calculés entre les variables sol et ectomycorhize (Richesse et taux de colonisation) sont non significative évoquent l'absence d'effet du sol sur le statut ectomycorhizien du Chêne vert à Darna (Tableau 3).

Une différence hautement significative est enregistrée pour la variable richesse spécifique en ectomycorhizes rejoignant le résultat obtenu par le calcul des indices de similitude et attestant de la dissimilitude de la communauté ECMs des deux saisons.

Les paramètres pédologiques ne semblent pas être à l'origine de la variation de la richesse et du taux de colonisation mycorhiziens. L'état physiologique de l'arbre et la variation de besoins en éléments minéraux et photosynthétats produits seraient à l'origine de cette différence de communauté. En effet, une genèse des tissus fait appel à une quantité importante en éléments minéraux.

Conclusion

Le chêne vert (*Q. ilex* L.) de la forêt de Darna présente une communauté symbiotique de types ectomycorhizienne. L'absence des types endomycorhizien et ectendomycorhizien n'est pas exceptionnel chez les espèces du genre *Quercus* au stade adulte cependant nous avons observé la présence des d'endophytes. Une richesse ectomycorhizienne riche de 63 ECMs, 10 ECMs se sont avérées de types exploratoire contact (C) dont 1 ECM apparait en Hiver et 9 ECMs au printemps, 13 de types exploratoire courte distance (CD) avec 4 ECMs pressentent en Hiver et 12 sont rencontrées au Printemps, 40 de types exploratoire moyenne et longue distance (MLD) avec 20 ECMs observées en Hiver et 28 au Printemps donc La stratégie fonctionnelle adaptée par le chêne vert est majoritairement en faveur du type moyenne et longue distance suivi par les type courte distance et enfin une faible richesse du type contact. Nos observations ont permis de noter la différence de la richesse de la communauté ECMs et des trois types exploratoires pour les deux saisons indiquées par une différence hautement significative à $P=0,009$ obtenue par l'ANOVA et par les indices de similitude de Jaccard et de Dice d'une valeur de 17,46. Le taux de colonisation a également enregistré des différences significatives entre les deux saisons. Les caractéristiques chimiques ne semblent pas variées selon la saison à l'exception de la conductivité électrique du sol. L'absence de corrélation entre la richesse spécifique des ECM et leurs taux de colonisation racinaire et les paramètres chimiques du sol étudiés évoque l'effet de l'état physiologique de l'arbre induit par les saisons. Et l'analyse du sol a permis de noter l'absence de différence des caractéristiques chimiques du sol à l'exception de la conductivité électrique (CE) à travers les saisons. Notre étude ne révèle aucun effet des propriétés physico-chimique du sol sur la communauté ectomycorhizienne. Cependant, elle permet de mettre en évidence l'impact de l'état physiologique de l'arbre à travers les deux saisons étudiées sur le taux de colonisation des racines et la richesse ectomycorhiziennes des deux saisons.



Annexe





Figure1: Mesure du pH de l'extrait aqueux de la solution du sol.



creusets à l'intérieur de l'étuve



creusets à l'intérieur du Four

Figure 2 : Matériel de mesure de la matière organique



Figure 3 : Observation des ectomycorhizes a l'aide une loupe binoculaire



Figure 4 : Etapes suivie pour une coupe

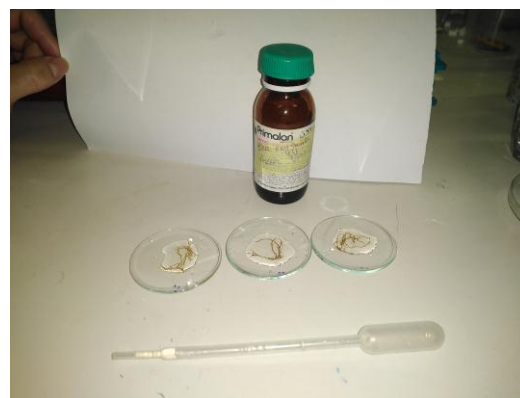


Figure 5 : Immersion des racines dans de l'eau oxygénée (étape 1)



Figure 6 : Coloration au bleu trypon (étape 3)

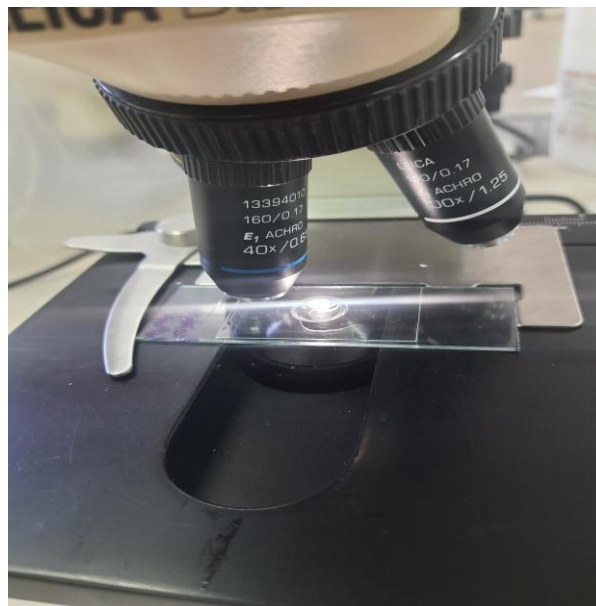


Figure7: Observation des ectendomycorhizes sous microscope

Références bibliographique

- Abdesslam M., 1995- Structure et fonctionnement d'un karst de montagne sous climat méditerranéen, exemple de Djurdjura occidental (grande Kabylie, Algérie). Thèse de Doctorat. Univ. Franche- Compté, 232 p
- Agerer R., 1987-2006. Colour Atlas of Ectomycorrhizae. Agerer R (ed). Einhorn-Verlag, SchwäbischGmünd, 1 JBE | Volume 42 Number 3, Summer 2008136st -13 delivery.
- Agerer R., 2006. Fungal relationships and structural identity of their ectomycorrhizae. *Mycol. Progress*, 5: 67-107.
- Agerer, R. (1987–2002). Colour atlas of ectomycorrhizae. SchwäbischGmünd, Munich: Einhorn-V erlag
- Alain Ruellan; Des sols et des hommes Un lien menace.RD Éditions Marseille, 2010
- Amadou Bâ; Robin Duponnois; Moussa Diabaté; Bernard Dreyfus. Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest :Méthodes d'étude, diversité, écologie, utilisation en foresterie et comestibilité . IRD Éditions. Marseille, 2011 , 250p
- Antony Destinoble, Effet de la symbiose mycorhizienne arbusculaire sur la composition minérale du poireau cultivé en présence de carbonate de calcium, (Mémoire), UNIVERSITÉ LAVAL QUEBEC, Canada, 2017.
- Barea, J.M. et Honrubia, M. (1993). Micorrizas y revegetación. *Ecosistemas*, 4: 46-47.
- Bensidhoum M., 2010. Stratégies d'occupation de l'espace et écologie trophique de la Genette *Genettagenetta Linne, 1758* dans la forêt de Darna, Djurdjura oriental, Algérie. Thèse Magister UMMTO : 95p.
- Bergero, R., Perotto, S., Girlanda, M., Vidano, G., et Luppi, A. M. (2000). Ericoid mycorrhizal fungi are common root associates of a Mediterranean ectomycorrhizal plant (*Quercus ilex*). *Molecular Ecology*, 9(10), 1639-1649.
- Bonfante-Fasolo, P. (1984). Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. En: Powell CL, Bagyaraj DJ (eds) *VA mycorrhiza*, CRC Press, Boca Raton, pp. 5-33.
- Boullard B. 1982. Brève réponse a une question : que recouvre la notion de mycorhize Colloques de l'INRA.
- Brundrett M.C., 2004. Diversity and classification of mycorrhizal

associations. *Biol. Rev.*, 79: 473-495.

Doucet R., 1997. *Climat et les sols agricoles*. Edition Berger 2007. 443 p : 18.

Fatima Bouazza, Intérêt de la mycorhization contrôlée du Chêne vert (*Quercus ilex* L.) et du Pin d'Alep (*Pinus halepensis* Miller) par deux espèces de Terfez, en conditions gnotoxéniques et axéniques, (Mémoire), UNIVERSITÉ D'ORAN ES-SENIA, (2013)

Flandrin J., 1952 - La chaîne de Djurdjura monographie régionale. XIX^{ème} congrès géologique international, 1^{ère} série (19) : 497.

François Charnet. *Les sols forestiers* édition CNPF, 47, rue de Chaillot, 75116 Paris, printcorp 2018, 163p

Frank A.B., 1885. Über die auf werzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. *Ber. Dtsch. Bot. Ges.* 3: 128-145.

Garbaye J. 1990. Les problèmes posés par la mycorhization contrôlée du chêne. *Rev. For. Fr.* XLII – 2.233-239

Garbaye J. 1991. Biological interactions in the mycorrhizosphere. *Experientia*, 47(4), 370-375.

Gelard J.F., 1979- Géologie du Nord Est de la Kabylie (Algérie). Thèse Doctorat. Es. Science. Université de Dijon, 335 p.

Harley JL, Smith SE (1983) The causal anatomy of ectomycorrhizas. In "Mycorrhizal Symbiosis", Academic Press, pp 299-316

<https://mycorrhizas.info/method.html>

<https://www.aquaportail.com/definition-9221-mycorhize.html>

https://www.google.com/url?sa=t&source=web&trct=jeturl=http://documents.irevues.inist.fr/bitstream/handle/2042/5674/43_56.pdf&ved=2ahUKEwinhP2AzLv1AhWTA mMBHV-ODmEQFnoEAcQAQ&usq=AOvVaw0ZEHHPFg7trZrh9NkC5RAM

J. Garbaye; J.M. Guehi. Le rôle des ectomycorhizes dans l'utilisation de l'eau par les arbres forestiers,

Jean Garbaye, la symbiose mycorhizienne ; une association entre les plantes et les champignons, addition Quae 2013, 219p (https://books.google.dz/books?id=HqNaAgAAQBAJ&printsec=frontcover&dq=interaction+sol+,mycorhize&hl=fre&sa=X&trdir_esc=y#v=onepage&q&f=false)

Jessika Pickford. Caractérisation du cortège ectomycorhizien d'une plantation forestière et sylvopastorale d'eucalyptus urograndis au Brésil. (mémoire). Université Laval. (2010)

- Malloch D.W., Pirozynski K.A., Raven P.H., 1980. Ecological and evolutionary significance of mycorrhizal symbioses in vascular plants (a review). Proc. Nat. Acad. Sci., 77: 2113-2118.
- Marschner H., Dell B., 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. Plant Soil, 159: 89-102.
- Mikola, P. (1948). On the physiology and ecology of *Cenococcum graniforme*. Communicationes Instituti Forestalis Fenniae, 36: 1-104.
- Smith S.E., Read, D.J. 2008. Mycorrhizal Symbiosis, 2nd edition. Academic Press, Toronto, Canada, 605 p.
- Mlle Fatima Mesfek ,Intérêt des Microorganismes en Agriculture et en Agroalimentaire ,Étude écologique et taxonomique des champignons forestiers et morphologie des ectomycorhizes du chêne vert dans la wilaya de Relizane.,(memoir),UNIVERSITÉ D'ORAN ES-SENIA , (2014)
- Mlle Takilt Dyhia. Les mycorhizes du chêne Afares (*Quercus afares* Pomet.). : 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). (memoire).Université mouloud mammeri de tizi-ouzou. (2017)
- Mlle Yebdri Zohra, Contribution à l'étude de l'effet des incendiés sur les caractères histomorphologiques du chêne vert dans la réserve de chasse de Moutas (Tlemcen), (Mémoire),UNIVERSITE ABOU BAKR BELKAID TLEMCEN, 201
- Mlle Si Tayeb Nassima, approche morpho-anatomique de la double symbiose mycorhizienne chez *taxus baccata*: cas de l'if de la fontaine des ifs dans la forêt d'akfadou, (Memoire), UNIVERSITÉ MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU,(2015).
- Mme. Kadi Née Bennane Saliha, les ectomycorhizes du chêne liège : effets des Facteurs environnementaux, (these de doctorat),UNIVERSITÉ MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU , (2016)
- Norman, M.J.T., Pearson, C.J. et Searle, P.G.E. (1995). The Ecology of Tropical Food Crops. Cambridge University Press, Cambridge. 436 p.
- Patricia Luis. Etude de la diversité génétique et fonctionnelle de champignons du sol présentant une activité laccasique : mise au point d'outils moléculaires et application à l'étude comparative de sols agricoles et forestiers.(these de doctorat). L'université henri poincaré, nancy-i. (2004)
- Peyronel B., Fassi B., Fontana A., Trappe J. M. 1969. Terminology of mycorrhizae.

Mycologia.

- R. Larry Peterson; Hugues B. Massicotte ; Lewis H. Melville. Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology. NRC Research Press Ottawa 2004) ; P.B. Cavers (University of Western Ontario), 2004, 173p
- Raymand D., 1976 - Evaluation sédimentaire et tectonique du Nord- Ouest de la Grande Kabylie au cours du cycle alpin. Thèse de Doctorat en science, Paris : 154 p
- Simon Egliet Ivano Brunner, Les mycorhizes ; Une fascinante biocénose en forêt, NOTICE POUR LE PRATICIEN, WSL Birmensdorf, 2002, 35 (https://www.doc-developpement-durable.org/file/Culture/Fertilisation-des-Terres-et-des-Sols/Mycorhization/mycorhize_foret.pdf)
- Smith SE, Read DJ (1997) Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, San Diego, US, Ed. 309p
- Strullu D.G., 1991. Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées. Technique et Documentation- Lavoisier, Paris. 3^{ème} Edition, Paris, 250P.
- Strullu, D.G. (1991). Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Technique et Documentation Lavoisier. Paris. 242 p.
- Thibault J., 1952- Socle métamorphique en Grande Kabylie : monographie régionale. XIX^{ème} congrès international 1^{ère} série (4), 43 p.
- Zougrana Adama. Etude comparative de l'effet des champignons mycorhiziens *Glomus aggregatum* et *Rhizophagus irregularis* sur la croissance et la productivité du sésame, *Sesamum indicum* L., au champ dans le village de Soumousso (province du Houet). (mémoire). Université polytechnique de Bobo-Dioulasso; (institut du développement rural). (2016