

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou

Faculté des Sciences Biologiques et Agronomiques

Département des Sciences Biologiques



Mémoire de fin d'étude

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

Spécialité : Biodiversité et physiologie végétale

Thème

**Contribution à l'étude de la communauté mycorhizienne
de *Juniperus oxycedrus* L. et *Juniperus communis* L.
de la station de Tigounatine du Parc National du Djurdjura.**

Soutenu le : 15 /06/2025

Présenté par :

- *Meddour Lynda*
- *Larbi Anies*

Devant le jury :

Présidente : Mme HARCHAOUI- BOURENINE C.

MCB à l'UMMTO

Promotrice : Mme MEZAOUR N.

MAA à l'UMMTO

Examinatrice : Mme KADI-BENNANE S.

MCA à l'UMMTO

Promotion : 2024/2025

REMERCIEMENTS

*Tout d'abord nous tenons à remercier notre promotrice **Mme Mezaour**. N d'avoir accepté de nous encadrer tout au long de ce travail, son aide, sa disponibilité, sa patience et son encouragement ont été cruciaux pour la réalisation de notre mémoire de fin d'étude.*

Nous remercions également l'équipe du laboratoire mycorhizes qui nous ont aidés durant notre pratique.

*Nous exprimons notre gratitude aussi aux membres de jury **Mme Kadi** et **Mme Harchaoui** qui ont accepté d'examiner notre travail.*

Nous tenons à remercier enfin toutes les personnes qui nous ont apporté leur soutien de loin ou de près.

Dédicaces

Je dédie ce travail :

- *À mon père, mon roc, mon héros, mon modèle, merci pour ton amour inconditionnel, ta sagesse et ton soutien sans faille. Tu as toujours cru en moi et m'as encouragé à poursuivre mes rêves. Je t'aime fort et je suis éternellement reconnaissante pour tout ce que tu as fait pour moi.*

- *À ma mère, merci pour ta tendresse, ta patience et ton dévouement. Tu es la lumière qui me donne la force de continuer je t'aime trop*

- *À mes sœurs Cylia et Amel, mes complices, mes amies, pour leur amour leur soutien et leur complicité vous êtes mes partenaires de toujours je vous aime trop et je serai toujours là pour vous.*

- *À ma petite sœur Hayet, mon rayon de soleil, ma petite innocente, Je t'aime tendrement et je suis là pour toi.*

- *À toute ma famille, mon refuge, mon amour, merci pour votre amour, votre soutien et votre présence dans ma vie. Vous êtes mon tout.*

- *À mes copines Ilissa et Amira, et tous mes partenaires des bons et des pires moments, merci pour les aventures, les rires et les souvenirs inoubliables. Vous êtes des amies précieuses et des sœurs de cœur.*

- *À ma binôme Anies, nous avons traversé toutes les difficultés de ce travail ensemble, et nous avons partagé les moments de joie. Merci pour tout.*

- *À tous mes amis qui m'ont aidé de près ou de loin, merci pour votre soutien, votre amitié et vos encouragements.*

Lynda

Plus qu'un simple travail, ce mémoire est une ode à mes chers parents qui m'ont donné la vie.

A mon père dont la présence était un guide, ce mémoire est une promesse tenue qu'il soit le témoignage de son influence et le reflet de sa fierté, merci d'avoir façonné l'enfant que j'étais et l'adulte que je suis.

A ma mère qui m'a beaucoup aidé et qui a sacrifié sa vie pour mon bien être, ce travail est une reconnaissance à son dévouement, merci maman.

Un grand merci à mes sœurs Dania et Yasmine et à mon petit frère Billal pour leurs soutiens.

A ma binôme Lynda, complice de tous les défis sans qui ce projet n'aurait pas pris forme merci pour tout.

Anies

Liste des abréviations

Symboles	Désignation
FPA	Formol, acide propionique et éthanol
TE	Type exploratoire
ANOVA	Analyse de la variance
CD	Courte distance
C	Contact
ECM	Ectomycorhize
Gx	Grossissement
m	Mètres
MD	Moyenne distance
cm	Centimètre
MA	Mycohizes arbusculaires
MLD	Moyenne ou longue distance

Table des matières

Introduction	1
1. Définition du terme mycorhize.....	2
2. Les Différents types de mycorhizes.....	2
2.1. Endomycorhizes	3
2.2. les ectomycorhizes	5
2.3 : les ectendomycorhizes.....	6
3. Mycorhizes et nutrition des végétaux	6
3.1. Nutrition phosphaté	6
3.2. Nutrition azotée.....	7
4. Les avantages de la symbiose mycorhizienne	7
1. Généralité sur le genre <i>Juniperus</i>	8
1.1. Genévrier oxycèdre	8
1.1.1. Description.....	8
1.1.2. Taxonomie.....	9
1.1.3. La répartition géographique de <i>J.oxycedrus</i>	10
1.1.4. Le rôle écologique.....	10
1.2. Genévrier commun.....	10
1.2.1. Description.....	10
1.2.2. Taxonomie.....	11
1.2.3. La répartition géographique de <i>J.communis</i>	12
1.2.4. Le rôle écologique du genévrier commun	12
1. Présentation de la station d'étude.....	13
2. L'échantillonnage	13
3. Paramètres d'étude	14
3.1. Mesure de la température du sol	14
3.2. Mesure du pH du sol.....	14
4. Description des ectomycorhizes	14
4.1. La richesse morphotypique	15
4.3. La fréquence relative des ECM	16
5. Estimation de la colonisation mycorhizienne.....	17
6. Description des endomycorhizes	17
6.1. Estimation de la colonisation endomycorhizienne	18

6.1.1. Calcul des paramètres d'endomycorhization	19
7. Analyses statistiques.....	19
CHAPITRE IV : Résultats et discussions	21
1. Détermination du pH du sol.....	21
2. La richesse morphotypique des ectomycorhizes de <i>J. oxycedrus</i> et <i>J. communis</i>	21
3. Description des ECM de <i>Juniperus</i> dans la station de Tigounatine.....	21
3.1. Description des ectomycorhizes communes	21
3.2 Description des ectomycorhizes spécifiques de <i>Juniperus oxycedrus</i>	27
3.3. Description des ectomycorhizes spécifiques du <i>Juniperus communis</i>	32
4. Estimation de la fréquence relative :.....	37
5. Estimation de la colonisation ectomycorhizienne des deux espèces dans la station de Tigounatine.....	38
6. La colonisation ectomycorhizienne par stratégies d'exploration du sol	39
7. Description des endomycorhizes de <i>J.oxycedrus</i> et <i>J.communis</i>	40
8. Estimation de la colonisation endomycorhizienne de <i>J.oxycedrus</i> et <i>J.communis</i>	40
8.1. Estimation des facteurs d'endomycorhization	40
9. Comparaison entre la colonisation ectomycorhizienne et endomycorhizienne des deux espèces	43
10. Analyses statistiques.....	44
11. Discussion.....	45
Conclusion.....	1

Liste des figures

Figure 1 : Schéma d'une symbiose mycorhizienne entre un arbre et un champignon.	2
Figure 2 : les principaux types mycorhizien actuels représentés sur une coupe transversale d'une racines modifiée (Le tacon,1985).	3
Figure 3 : mycorhize arbusculaire observée au microscope. Cellule corticale de racine	4
Figure 4 :Différents types d'ectomycorhizes en manchon sur des racines d'arbres (Marc-André Selosse, 2003).	5
Figure 5 : <i>Juniperus oxycedrus</i> L.	9
Figure 6 : <i>Juniperus communis</i> L.	11
Figure 7 : Géolocalisation de la station de Tigounatine (Google earth, 2025).	13
Figure 8 : Les étapes d'observation des ectomycorhizes.	15
Figure 9 : ECM conservées dans des piluliers contenant de FPA.	15
Figure 10 : Montage des coupes anatomiques entre lame et lamelle	16
Figure 11 : représentation des fragments des racines sous la loupe et l'appareil de comptage.	17
Figure 12 : les étapes de la description des ctomycorhizes.	18
Figure 13 : Echelle de notation de l'intensité de mycorhization (A),	18
Figure 14 : Observation des différentes ECM commune contact entre <i>Juniperus oxycedrus</i> et <i>Juniperus communis</i>	24
Figure 15 : Observation des différentes ECM communes de type exploratoire courte distance	25
Figure 16 : Observation des différentes ECM communes de type exploratoire moyenne et ou longue distance	26
Figure 17 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire contact de <i>Juniperus oxycedrus</i>	29
Figure 18 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire courte distance de <i>Juniperus oxycedrus</i>	30
Figure 19 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire moyenne-ou longue distance du <i>Juniperus oxycedrus</i>	31
Figure 20 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire contact de <i>Juniperus communis</i>	34

Figure 21 : Observations des différentes ECM spécifiques de type exploratoire courte distance du <i>Juniperus oxycedrus</i>	35
Figure 22 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire moyenne-longue distance du <i>Juniperus communis</i>	36
Figure 23 : Distribution de la fréquence relative des ECM de <i>J.oxycedrus</i> et <i>J.communis</i> de la station de Tigounatine	37
Figure 24 : La fréquence relative totale des ECM du genévrier de Tigounatine en fonction des types exploratoires du sol.	38
Figure 25 : Taux d'ectomycorhization des deux espèces dans la station de Tigounatine.....	38
Figure 26 : le pourcentage d'ectomycorhization par strategies d'exploration du sol de <i>J.oxycedrus</i> et <i>J.communis</i>	39
Figure 27 : les différentes structures endomycorhizienne rencontrées chez le <i>J.oxycedrus</i> (A, B, C) et <i>J.communis</i> (D, E, F) dans la station de Tigounatine	40
Figure 28 : Fréquence endomycorhizienne de <i>J.oxycedrus</i> et.....	41
Figure 29 : Intensité endomycorhizienne de <i>J.oxycedrus</i> et <i>J.communis</i>	41
Figure 30 :Intensité arbusculaire de <i>J.oxycedrus</i> et <i>J.communis</i>	42
Figure 31 : Intensité vésiculaire de <i>J.oxycedrus</i> et <i>J.communis</i>	42
Figure 32 : comparaison entre le taux d'ectomycorhization et le taux d'endomycorhization chez les deux espèces	43

Liste des tableaux

Tableau 1 : la systématique du <i>Juniperus oxycedrus</i>	9
Tableau 2 : la systématique du genre <i>Juniperus communis</i>	11
Tableau 3 : paramètres stationnels de Tigounatine	13
Tableau 4 : la richesse morphotypique des ECM de <i>J. oxycedrus</i> et <i>J. communis</i>	21
Tableau 5 : Facteurs d'endomycorhization de <i>J. oxycedrus</i> et <i>J. communis</i>	40
Tableau 6 : test d'ANOVA	44

Introduction

Introduction

Les Genévriers (*Juniperus*) occupent une place importante dans le paysage Nord-africain, essentiellement en raison de leur rusticité et de leur dynamisme, ce sont en effet des espèces pionnières peu exigeantes du point de vue écologique (Quezel et Gast, 2011).

En Algérie, le genévrier représente l'une des essences forestières qui joue un rôle écologique considérable du fait de sa résistance d'une part à la désertification, et d'autre part à l'action antropozoogène.

En vue de l'importance écologique du genévrier, et du manque de connaissances sur son statut mycorhizien, notre choix s'est porté sur l'étude du statut mycorhizien de *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis* dans la station de Tigounatine du parc National du Djurdjura. En effet, les mycorhizes sont des associations symbiotiques formées, par des champignons et des racines des plantes. Ce terme décrit une interaction symbiotique mutualiste dans laquelle la plante qui est autotrophe, fournit aux champignons, en l'occurrence hétérotrophe de la matière carbonée sous forme de sucre, en retour le champignon fournit à la plante des minéraux et de l'eau (Smith et Read 2008). Les mycorhizes jouent un rôle essentiel à l'échelle des écosystèmes mais aussi du peuplement de l'arbre jusqu'à la cellule.

Le travail est scindé en quatre chapitres. Après l'introduction, les chapitres un et deux seront consacrés à la revue bibliographique qui comportera des généralités sur les deux espèces ainsi que des généralités sur les mycorhizes. Le chapitre 3 sera dédié au volet matériel et méthodes adoptés lors de cette étude. Le chapitre quatre sera réservé à la présentation des résultats obtenus. Enfin le travail sera finalisé par une conclusion.

Chapitre I

Généralités sur les mycorhizes

1. Définition du terme mycorhize

Le terme mycorhize vient du grec (mukés =champignons, rhizo =racines), proposé par Frank en 1885.

Une mycorhize est une association symbiotique entre un champignon et une racine d'une plante vivante, essentielle pour les deux partenaires (Brundrett, 2004). C'est une symbiose entre les racines des végétaux et le mycélium des champignons (strullu, 1993).

Le principal fondement physiologique de cette symbiose repose sur un partage bidirectionnel d'éléments nutritifs (Figure1), La plante fournit au champignon des composés carbonés produits par la photosynthèse et le champignon approvisionne la plante en éléments minéraux et en eau provenant du substrat (Smith et Read, 2008).

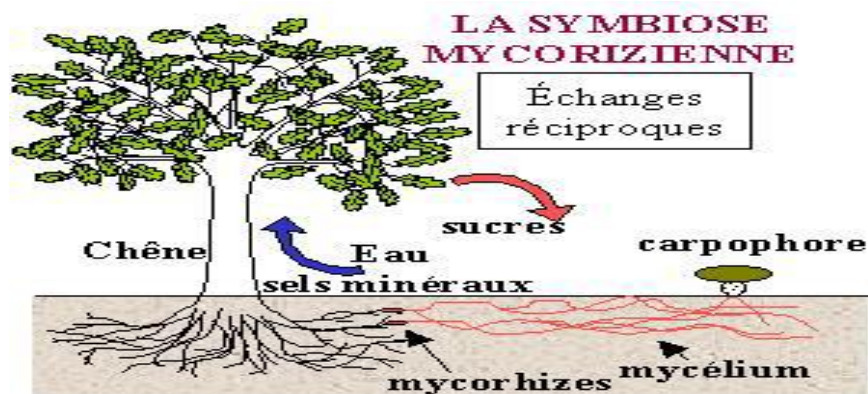


Figure 1 : Schéma d'une symbiose mycorhizienne entre un arbre et un champignon.

2. Les Différents types de mycorhizes

La classification des mycorhizes est basée sur le type de champignon associé, selon que celui-ci est asepté, appartenant aux Zygomycètes de l'ordre des Glomales, ou septé, comme les Ascomycètes ou Basidiomycètes (Smith et Read, 1997). (Figure2).

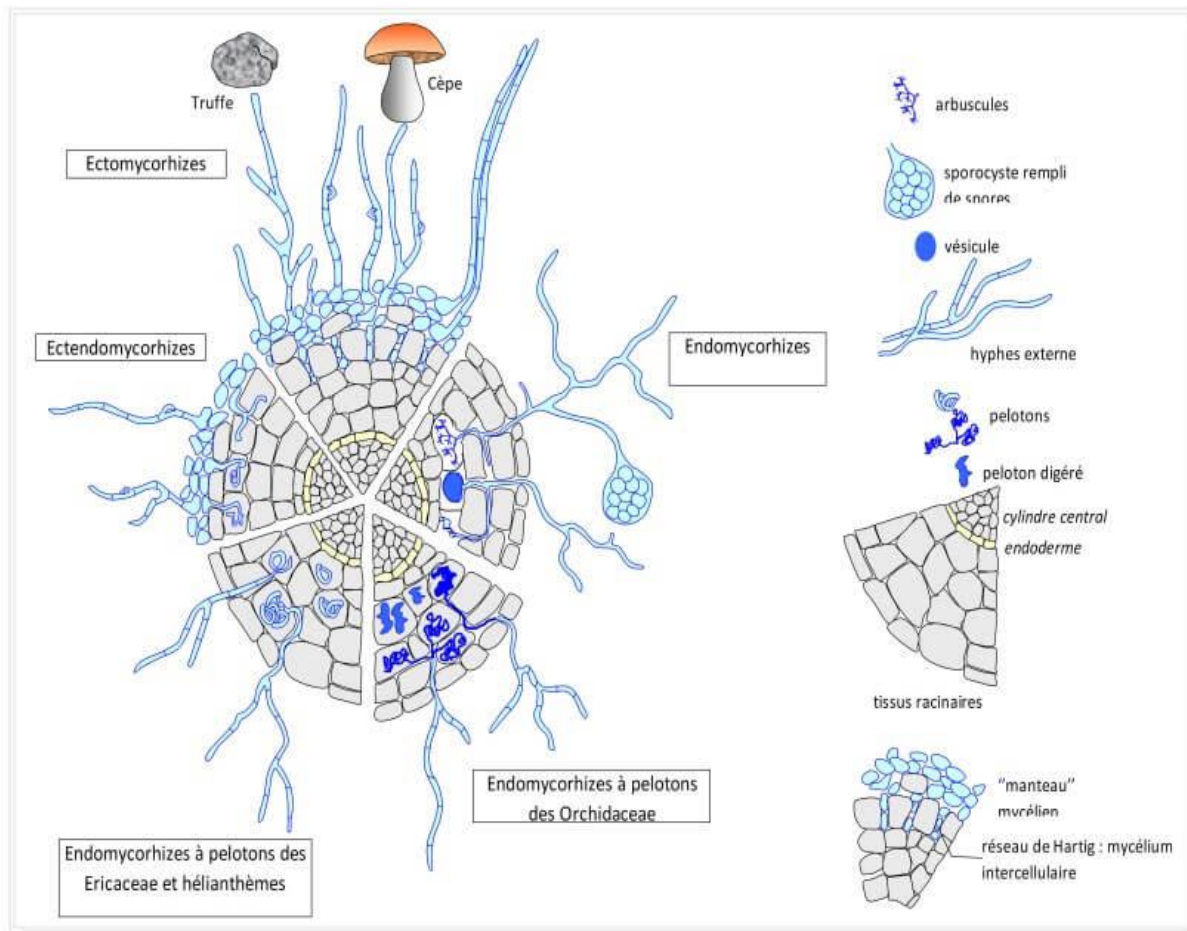


Figure 2 : les principaux types mycorhiziens actuels représentés sur une coupe transversale d'une racine modifiée (Le tacon, 1985).

Cette symbiose prend différentes formes, appelées ectomycorhizes, endomycorhizes ou ectendomycorhizes, selon les caractères anatomiques de l'association (Peyronel *et al*, 1969).

2.1. Endomycorhizes

Les endomycorhizes (du grec « endo », intérieur) contrairement aux ectomycorhizes ont des hyphes qui pénètrent à l'intérieur des cellules. Ce sont les mycorhizes les plus fréquemment rencontrés dans le monde végétal. Il est difficile de distinguer les racines endomycorhizées car elles ne présentent pas de modifications externes. Ce type de symbiose mycorhizienne est caractérisé par l'absence de manteau fongique. Dans cette association, les hyphes fongiques pénètrent les cellules corticales externes des racines de la plante, dans lesquelles ils se développent intra-cellulairement et forment des pelotons, des renflements et de petites ramifications (Prescott *et al*, 2003). Nous distinguons quatre types d'endomycorhizes : les mycorhizes arbusculaires, les mycorhizes éricoïdes, les mycorhizes arbutoïdes, monotropoïdes et les mycorhizes orchidoïdes (Peterson *et al*, 2008) :

- **Les mycorhizes arbusculaires (MA)**

Les mycorhizes arbusculaires concernent l'immense majorité des espèces végétales terrestres (Garbaye, 2013). Des techniques de biologie moléculaire ont permis de démontrer que les premières mycorhizes arbusculaires sont apparues au dévonien, il y a environ 450 millions d'années (Fortin *et al*, 2008).

Le champignon mycorhizien à arbuscule forme plusieurs structures à l'intérieur des racines (Figure03), principalement des arbuscules, des vésicules, des spores et des hyphes non spétés (Tommerup, 1984).

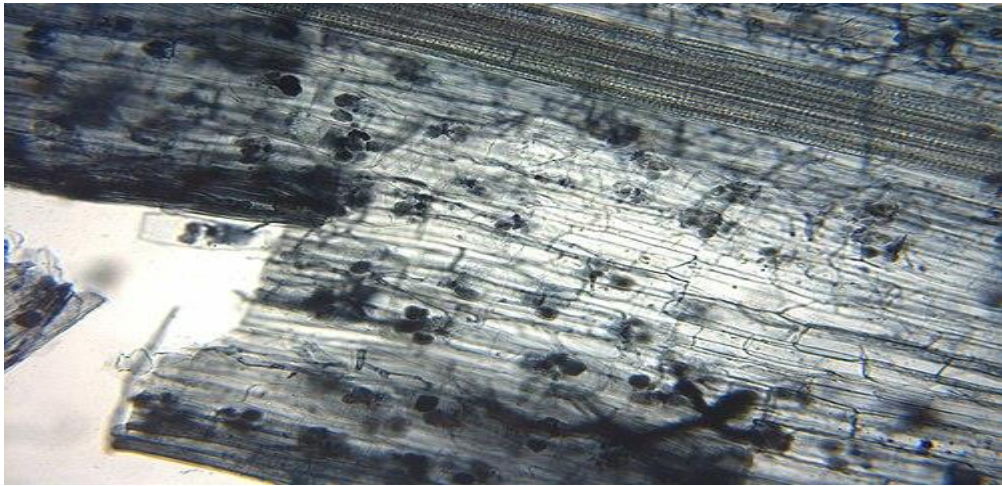


Figure 3: mycorhize arbusculaire observée au microscope. Cellule corticale de racine
Contenant des arbuscules (Msturmel, 2006).

- **Mycorhizes éricoïde**

Les mycorhizes éricoïdes se trouvent chez les 3 500 espèces environ de plantes de trois sous-familles étroitement apparentées à l'intérieur de la grande famille des Ericacées. Les champignons responsables des mycorhizes éricoïdes sont pour l'essentiel des Ascomycètes appartenant aux genres *Hymenoscyphus*, *Rhizoscyphus*, *Phialophora* ou *Oidiodendron*, dont certaines espèces se manifestent par des minuscules fructifications (sporocarpes) en forme de coupe ou de petites pézizes de quelques millimètres seulement de diamètre (Garbay, 2013).

- **Les mycorhizes arbutoïdes**

Ce type de mycorhizes ne se rencontre que chez la famille des Éricacées chez certaines espèces des éricacées. Les mycorhizes arbutoïdes présentent des pelotons intracellulaires ainsi qu'un manteau autour de la racine. (Garbay, 2013)

Leur structure ressemble à celle des ectendomycorhizes, avec la présence d'un manchon et du réseau de Hartig. Cependant, ce qui les différencie, c'est que les hyphes intracellulaires sont limités à l'épiderme (Peterson et Massicotte, 2004).

- **Les mycorhizes orchidoïdes**

Ce type de symbiose mycorhizienne est appelé orchidoïde, car il se limite exclusivement aux plantes Monocotylédones appartenant à la famille des Orchidacées, plus connues sous le nom d'orchidées (Garbay, 2013). Les mycorhizes des orchidées développent leur mycélium dans l'ensemble des couches corticales (Fortin et al 2016).

Toutes les orchidées nécessitent impérativement des associations avec des champignons durant les premières phases de leur croissance. (Smith et Read, 1997).

2.2. les ectomycorhizes

Les ectomycorhizes sont des racines courtes ramifiées et recouvertes d'un manchon d'hyphes fongiques très enlacés qui forment une croûte à la surface des racines appelé manteau fongique (Ricklefs et Miller, 2005).

Le champignon s'introduit dans les espaces intercellulaires et forme ainsi un réseau de Hartig (Hopkins, 2003).



Figure 4 : Différents types d'ectomycorhizes en manchon sur des racines d'arbres (Marc-André Sélosse, 2003).

- **Le manteau fongique**

Selon Strullu (1991), la structure du manteau fongique, constituée exclusivement d'hyphes, apparaît généralement sous forme de plectenchyme. À l'extérieur, les hyphes restent libres, tandis qu'à l'intérieur, elles sont fusionnées. D'un point de vue anatomique, le manteau fongique présente des cellules plus âgées à sa surface, alors que les cellules plus jeunes, abondantes en cytoplasme, se localisent en profondeur.

- **Réseau de Hartig**

Le réseau de Hartig résulte de la pénétration plus ou moins profonde d'hyphes mycéliens issus du manteau entre les cellules des premières assises épidermiques des racines courtes de la plante hôte (Smith et Read, 2003). Ce réseau joue un rôle essentiel dans le fonctionnement de la symbiose (Duddridge et Read (1984). D'après Strullu (1991), ce réseau facilite la circulation des nutriments ainsi que les échanges essentiels entre le champignon et la plante hôte.

2.3 Les ectendomycorhizes

Les ectendomycorhizes présentent à la fois les caractères structuraux des ectomycorhizes et des endomycorhizes par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et intracellulaires. Cependant elles ont une morphologie semblable à une ectomycorhize simple. En effet, il y a un manteau fongique mince, un réseau de Hartig et une formation de pelotons d'hyphes intracellulaires (Peterson et *al.*, 2004).

3. Mycorhizes et nutrition des végétaux

3.1. Nutrition phosphatée

Le phosphore est un macronutriment important pour le végétal, il représente environ 0,2% du poids sec d'une plante (Daniel et *al.*, 1988).

Le phosphore est présent en quelques micromoles dans le sol. Les colloïdes retiennent les ions phosphate ou immobilisé sous forme de phosphate de fer ou d'aluminium. (Strullu ,1989), Les racines mycorhizées possède un système de transport de l'orthophosphate plus efficace que celui des racines non mycorhizées, (Cress *et al.*, 1979).

Le phosphore présent dans le sol est absorbé par les hyphes extramatriciels et stocké dans les vacuoles des cellules du manteau sous forme de polyphosphates. Il est ensuite transformé en phosphates solubles au niveau du réseau de Hartig, puis transféré vers la racine (Harley, 1978).

3.2. Nutrition azotée

En 1950, Melin et Nilson ont démontré que le mycélium uni aux racines prélevées transporte l'azote lorsqu'il est apporté sous forme d'ammonium ou de glutamine marquée. Dans les conditions naturelles, l'azote est rapidement incorporé dans les squelettes carbonés (Strullu, 1989). Le champignon ectomycorizien assimile l'ammonium grâce à la voie GDH/GS (Genetet *et al.*, 1984).

4. Les avantages de la symbiose mycorhizienne

1- absorption de l'eau et les éléments nutritifs constituent la première fonction attribuée aux mycorhizes ainsi que l'absorption des éléments pour la croissance des plantes (Bolan 1994, Smith & Read 1997).

3- les mycorhizes procurent une meilleure résistance envers les pathogènes racinaires grâce à une meilleure nutrition (Linderman, 1994).

4- la présence de certaines mycorhizes au niveau de la racine permet à la plante une meilleure résistance à des températures extrêmes

5- la symbiose mycorhizienne permet une amélioration de la nutrition azotée, une accumulation des métaux lourds (Garbay, 1998).

Chapitre II
Généralités sur *Juniperus*

1. Généralité sur le genre *Juniperus*

Les Genévriers sont des arbustes dioïque et Anémophile (Thomas *et al.*, 2007 ; Ormon *et al.*,2010). Le genre *Juniperus* L., appartient à la sous famille des cupressacées et comprend environ 75 espèces (Adams, 2014).

En Algérie le *Juniperus* L. se trouve largement répandu (Quézel *et al.*, 2003). Il compte deux sections et cinq espèces du genre *Juniperus* : la section *oxycedrus* (*J.communis* L., *J.Oxycedrus* L.) et la section *sabina* (*J.thurifera* L., *J. Phonicea* L., *J.sabina* L.) (Quézel et santa, 1962 ; Maire, 1967).

1.1. Genévrier oxycède

1.1.1. Description

L'Oxycedrus vient des mots grecs *oxys* qui signifie pointu et *cedrus* désignant le cèdre C'est un arbre ou un arbuste dioïque, pouvant atteindre entre 8 et 12 mètres de hauteur, avec des branches étalées. Ses feuilles persistantes, disposées en verticilles, sont en forme d'aiguilles ou d'écailles, mesurant de 8 à 25 mm de long pour 1 à 1,5 mm de large. Les cônes femelles, de teinte orange à brun rougeâtre à maturité, mesurent environ 8 à 10 mm d'épaisseur et renferment trois graines chacun (Schulz *et al.*, 2003). Les cônes mâles, quant à eux, sont petits, terminaux ou axillaires, avec un diamètre d'environ 1 mm (Miara *et al.*, 2013).

Les fleurs mâles se présentent sous la forme de petits cônes jaunes, chacun libérant une grande quantité de pollen.

Les fruits, appelées galbules, ont la taille d'un pois chiche et sont vertes la première année, puis brun-rouge la deuxième année. Elles contiennent jusqu'à six graines à tégument osseux et bosselé. Elles mesurent entre 6 et 9 mm et deviennent bruns-rouges (Figure5). La pollinisation se fait par le vent (anémogame) et la floraison se déroule au printemps (Belkacem , 2015).



Figure 5 : *Juniperus oxycedrus* L. (Anonyme 1).

1.1.2. Taxonomie

Selon Klimko (2007) l'espèce *Juniperus oxycedrus* appartient à la systématique suivante :

Tableau 1 : la systématique du *Juniperus oxycedrus*

Règne	Plantae
Sous règne	Tracheobionta
Embranchement	Spermaphytes
Sous embranchement	Gymnospermes
Classe	Conifère
Ordre	Coniférales
Famille	Cupressacées
Genre	<i>Juniperus</i>
Espèce	<i>Juniperus oxycedrus</i>

1.1.3. La répartition géographique de *J.oxycedrus*

- **Dans le monde**

Le genévrier cade est sensible au froid, il se trouve dans les stations arides et ensoleillées, rocailleuses, plutôt sur le sol calcaire ou sur sols acides, mais il supporte les sols siliceux, où il est fréquemment associé au chêne vert et au chêne kermès. C'est un élément important de la strate arbustive méditerranéenne (du Maroc à l'Iran, on le rencontre dans l'ensemble du bassin (Garnie 1961). Il existe encore en Espagne et aussi en Europe, dans les montagnes méridionales sur les sols calcaires.

- **En Algérie**

En Algérie Quezel et Santa (1962) ont mentionné que *Juniperus oxycedrus* est commun dans le secteur hauts-plateaux (Oranais, Algérois et Constantinois) et aussi dans le secteur de l'Atlas Saharien, *Juniperus oxycedrus* subsp *macrocarpa* et commun sur tout le littoral, tandis que le *Juniperus oxycedrus* subsp *rufescens* et très commun dans toute l'Algérie. Cette espèce est répandue partout dans l'Afrique du Nord surtout dans les montagnes.

1.1.4. Le rôle écologique

Le genévrier est indifférent à la nature du sol, apprécie les lieux arides rocailleux, sur calcaire ou sur sols acides, préfère les sols drainés, même calcaires ou secs (Damerdji et Meniri, 2014). La germination de ces graines réclame un sol humifère (Lucienne, 1961).

Le cade est une espèce héliophile qui ne se développe complètement qu'en pleine lumière. Il supporte des sécheresses sévères (xérophiles) et résiste aux aérosols.

1.2. Genévrier commun

1.2.1. Description

Le *Juniperus communis*, est la seule espèce de *Juniperus* présente dans les deux hémisphères (Adams, 1998).



Figure 6 : *Juniperus communis* L. (Anonyme 2)

C'est un arbrisseau, de forme buissonnante hémisphérique est généralement bas et s'élève généralement à 1,50m dans les zones protégées (Maire, 1952 ;Quezel et Santa, 1962), et peut s'élever exceptionnellement jusqu'à 2,50m (Maire, 1952). Le Genévrier commun possède des aiguilles piquantes courtes et denses dépassant rarement 1cm (Quézel et Médail ,2003 ; Gaston et Douin, 1993).Les feuilles portent deux bandes blanchâtres sur leur face supérieure à peine séparés l'une de l'autre et leur largeur varie entre 1 et 2 mm.

Les fleurs, se présentent sous la forme de très petits chatons, a l'aisselle des feuilles vers le milieu de jeunes rameaux (van bol ,2007). Les fleurs mâles sont solitaires ovoïdes et entourées de bractées courtes (Maire, 1952) et les fleurs femelles sont constituées de 03 feuilles ovulifères (Ramon et *al.*, 2008).

Le fruit mûr à une couleur bleu ou noire bleuâtre qui mesure de 5 à 7 mm, globuleux et charnu (Quézel et santa, 1962 ; Adams, 2011).

1.2.2. Taxonomie

Selon Debazac (1991), l'espèce *Juniperus communis* appartient à la systématique suivante :

Tableau 2 : la systématique du genre *Juniperus communis*

Règne	Plantae
Embranchement	Spermaphytes
Sous embranchement	Gymnospermes
Classe	Coniférospides
Famille	Cupressacées
Genre	<i>Juniperus</i>

Espèce	<i>Juniperus communis</i>
--------	---------------------------

1.2.3. La répartition géographique de *J.communis*

- **Dans le monde**

Cette espèce présente une répartition assez vaste, couvrant l'Europe centrale, l'Asie jusqu'aux régions de l'Himalaya, ainsi que l'Amérique (Maire, 1953). Cependant, ses populations tendent à se fragmenter et à se raréfier dans les zones montagneuses du pourtour méditerranéen (Garcia *et al.*, 2000). On la rencontre également en Afrique du Nord, notamment au Maroc, en Tunisie et en Algérie.

- **En Algérie**

Il se retrouve abondamment sur les sommets du Djurdjura, et plus rare dans les l'Aurès et les Bâbors (Quézel et Barbero, 1989). Ce Genévrier est plus répandu et occupe la moitié de la surface des parties sommitales asylvatique de la chaîne du Djurdjura (Wojterksi, 1988).

1.2.4. Le rôle écologique du genévrier commun

Le *Juniperus communis* joue un rôle très important dans la dynamique de la végétation Et dans la reconstitution de la cédraie (Quézel et Barbero, 1989). Selon Negre 1950, Grâce à son architecture dense et enchevêtrée de branches, il constitue un excellent fixateur du sol, favorisant l'accumulation de poussière et de nombreux débris végétaux.

Le *Juniperus communis* favorise l'établissement et la croissance des jeunes semis de cèdre en créant un microclimat favorable à leur développement (Mediouni et Yahi ,1989).

Chapitre III

Matériel et méthodes

Chapitre III : Matériel et méthodes

1. Présentation de la station d'étude

La station de Tigounatine, est localisée à environ 1520 m d'altitude dans le massif du Djurdjura (Figure 7) avec une orientation Nord-ouest. Elle est caractérisée par un environnement montagnard au climat humide et neigeux en hiver, doux et sec en été. Cette zone est Variée de Conifère tels que le cèdre de l'atlas, de pin noir d'Algérie ainsi que de chêne zeen, d'érable et principalement de genévriers.

Tableau 3 : paramètres stationnelles de Tigounatine

	Cordonnées GPS	Altitude	Pente	Exposition	Température
Tigounatine	36°27 535' E 664 06581N	1520m	50%	Nord ouest	21°

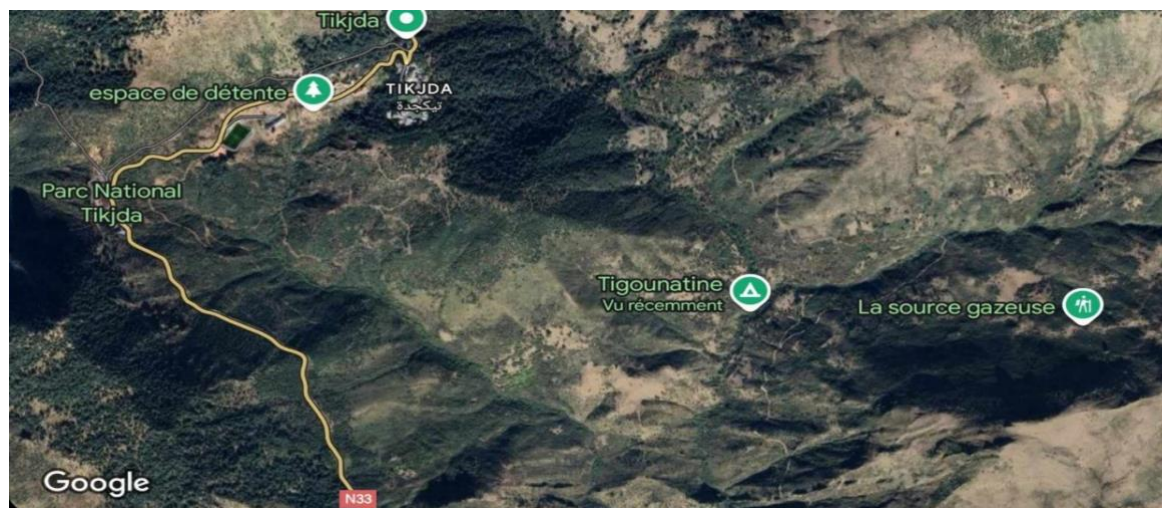


Figure 7 : Géolocalisation de la station de Tigounatine (Google earth, 2025).

2. L'échantillonnage

La collecte des racines est effectuée le 15 octobre 2024 autour de 5 arbres de *Juniperus oxycedrus* et 6 arbres de *Juniperus communis* au niveau de la station de Tigounatine. Un prélèvement de racines et de sol est effectué sur les quatre points cardinaux à environ 15 cm de profondeur. Les échantillons récoltés sont mis dans des sachets en plastique étiquetés de numéro d'arbre puis conservé dans le réfrigérateur à une température de 4°C.

3. Variables mesurées**3.1. Mesure de la température du sol**

La température du sol est enregistrée lors des prélèvements sous le houppier de chaque arbre à 15 cm de profondeur à l'aide d'un thermomètre de terrain.

3.2. Mesure du pH du sol

Les mesures du pH du sol sont réalisées lors du prélèvement avec un pH mètre de terrain de marque HANNA. Les interprétations sont faites selon la classe de PH de CALVET et VILLEMIN(1986).

4. Description des ectomycorhizes

Les racines prélevées sont lavées avec de l'eau pour les débarrasser des particules du sol et elles sont observées sous la loupe binoculaire (G×20,G×40),(Figure8). Nous avons entrepris la description des ectomycorhizes selon la couleur, la forme, la distribution, la phase extramatriciel ainsi que le type d'exploration du sol.

Les Différents types de stratégie d'exploration selon Agerer (2001) sont :

Type contact (C): Forme un manteau lisse

Type courte distance (CD) : contient des hyphes courts et assez denses.

Type moyenne et ou longue distance(MLD) : caractérisée par des rhizomorphes formés des hyphes très longs et différenciés.

Nous avons isolé et conservées les morphotypes dans des piluliers contenant de FPA. (Figure 9).



Figure 8 : Les étapes d'observation des ectomycorhizes.



Figure 9 : ECM conservées dans des piluliers contenant de FPA.

4.1. La richesse morphotypique

Nous avons classifié pour chaque espèce les différents morphotypes ectomycorhiziens.

L'observation et l'analyse de la totalité des morphotypes de *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis* a permis de démarquer : la richesse morphotypique commune et la richesse spécifique de l'espèce suivant les conditions des milieux. La description des morphotypes communs est complétée par une description anatomique.

- **L'estimation de l'indice de Jaccard :**

Pour comparer la composition des communautés ectomycorhiziennes associées aux deux espèces, le nombre de morphotypes communs et spécifiques à chaque espèce a été déterminé. Par la suite, l'indice de similarité de Jaccard a été calculé afin d'estimer le degré de similarité entre ces deux communautés. Cet indice s'exprime en pourcentage et se calcule selon la formule suivante :

- $J = C / (A + B - C) \times 100$

- C représente le nombre de morphotypes communs aux deux espèces,
- A le nombre total de morphotypes chez l' espèce.
- B le nombre total de morphotypes chez la seconde.

4.2. Observation anatomique des ectomycorhizes

Après la détermination de la richesse morphotypique, nous avons réalisé des coupes anatomique des morphotypes communs et spécifiques des deux espèces comme ci-dessous :

- Réalisation des coupes à main levée.
- Coloration au bleu de Lactophénol.
- Montage entre lame et lamelle (Figure 10).
- Observation au microscope optique, grossissement x 400.

Cette étude anatomique a pour but de décrire le manteau fongique et le réseau de Hartig.

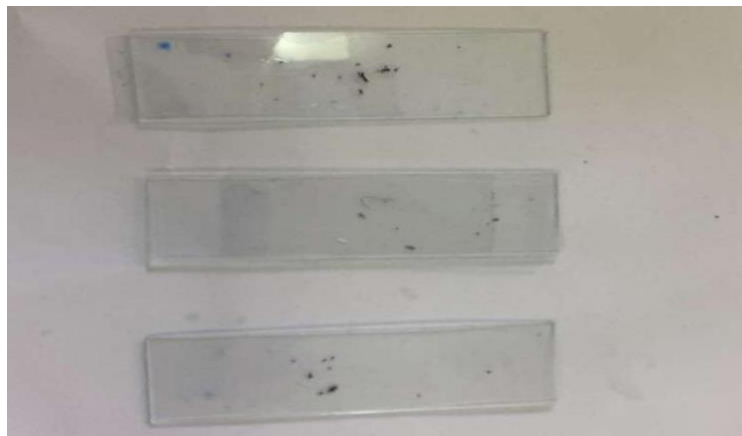


Figure 10 : Montage des coupes anatomiques entre lame et lamelle.

4.3. La fréquence relative des ectomycorhizes

La fréquence relative de chaque morphotype ectomycorhizien a été calculé pour évaluer leur répartition au sein de l' espèce étudié, chaque ECM identifiée sur les racines a été comptabiliser selon son absence ou sa présence chez les différents arbres des deux espèces.

La fréquence relative de chaque morphotype a été déterminée selon la formule suivante :

Fréquence relative = (nombre de présence ECM / nombre total des arbres) × 100.

Les fréquences obtenues ont ensuite été classées selon une échelle de constance, en cinq classes :

- V (Constante) : > 80 %
- IV (Abondante) : 61-80 %
- III (Fréquente) : 41-60%
- II (Rare) : 21-40 %
- I (Très Rare) : 0-21%

5. Estimation de la colonisation mycorhizienne

Un comptage a été réalisé à la loupe optique selon la méthode de la Gridline intersect de Giovannetti et Mosse (1980). Une longueur de 20 cm de racines est répartie aléatoirement dans une boîte de pétrie quadrillée (Figure 11). Le comptage a été réalisé trois fois pour chaque arbre des différentes espèces. La moyenne obtenue exprime le pourcentage de mycorhization pour les 11 arbres de *Juniperus*.

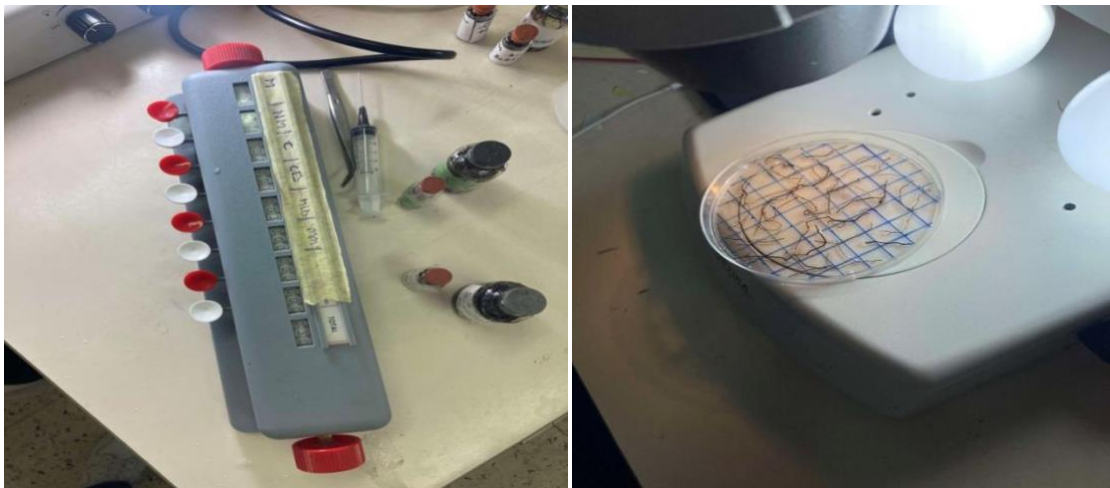


Figure 11 : Protocole adopté pour le comptage de la colonisation ectomycorhiziennes.

6. Description des endomycorhizes

Dans le but d'examiner les structures fongiques endomycorhiziennes (vésicules, arbuscules, hyphes pelletons et spores) pour les 11 arbres de *Juniperus*, nous avons traité et coloré les racines selon la méthode de Phillips et Hayman (1970).

Les racines sont colorées au bleu de trypan, ensuite rincer avec l'eau distillée. Les fragments sont montés entre lame et lamelle avec une goutte de lactoglycérol (figure12), et observés au microscope optique au grossissement ($G \times 100$) et ($G \times 400$).



Figure 12 : les étapes de la description des endomycorhizes.

6.1. Estimation de la colonisation endomycorhizienne

Pour l'estimation endomycorhizienne nous avons utilisé la méthode de *Trouvelot et al* (1986). L'estimation est effectuée sur une longueur de 20 cm par arbre.

Cette dernière vise à évaluer la colonisation de chaque fragment par les champignons mycorhiziens, ainsi qu'à calculer cinq facteurs d'endomycorhization.

Cette méthode repose sur une classification des facteurs d'infection. Elle évalue la colonisation mycorhizienne de chaque fragment selon six classes, notées de 0 à 5 (Figure 13,a), la richesse en arbuscules selon quatre classes (A0, A1, A2 et A3)(Figure13.b), et la richesse en vésicules selon quatre classes également (V0 à V3).

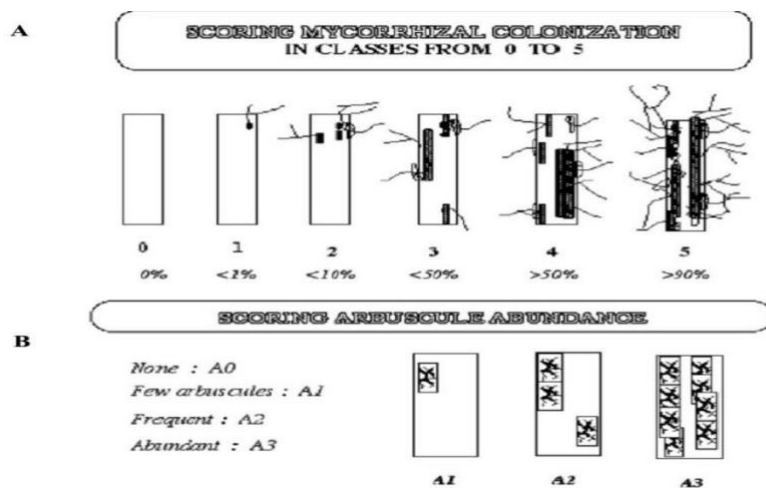


Figure 13 : Echelle de notation de l'intensité de mycorhization (A), et de l'abondance arbusculaire (B) (Trouvelot *et al.*, 1986).

6.1.1. Calcul des paramètres d'endomycorhization**• Estimation de la fréquence endomycorhizienne**

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

F (%) : fréquence de la colonisation mycorhizienne du système racinaire.

N : nombre total de fragments observés.

N₀ : nombre de fragments sans trace de mycorhization.

• Intensité de la colonisation endomycorhizienne

$$M (\%) = [(n_5 \times 5 + n_4 \times 4 + n_3 \times 3 + n_2 \times 2 + n_1 \times 1) / (N \times 5)] \times 100$$

M (%) : intensité de la colonisation mycorhizienne.

N₁ à n₅ : nombre de fragments notés de 1 à 5 selon l'intensité de la colonisation.

N : nombre total de fragments observés.

Remarque : Le barème va de 1 (faible colonisation) à 5 (forte colonisation).

• Intensité arbusculaire de la partie mycorhizée

$$A (\%) = [100 \times m_{A3} + 50 \times m_{A2} + 10 \times m_{A1}] / 100.$$

A (%) : intensité de la mycorhization arbusculaire.

m_{A1}, m_{A2}, m_{A3} : pourcentages de mycorhization de qualité arbusculaire faible (m_{A1}), moyenne (m_{A2}) et forte (m_{A3}).

• Intensité vésiculaire de la partie mycorhizée

$$V (\%) = (V \times M) / 100.$$

V (%) : teneur vésiculaire rapportée à l'ensemble du système racinaire colonisé.

V : pourcentage de fragments contenant des vésicules.

M : intensité de colonisation.

7. Analyses statistiques

Les résultats obtenus ont été soumis à une analyse de variance (ANOVA) pour la comparaison des moyennes grâce au logiciel R..

Chapitre IV

Résultats et discussion

CHAPITRE IV : Résultats et discussion

1. Détermination du pH du sol

Le potentiel hydrogène enregistré au niveau la station Tigounatine chez le *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis* indique que le sol est alcalin avec des valeurs respectives de 8,68 et 8,54.

2. La richesse morphotypique des ectomycorhizes de *J. oxycedrus* et *J. communis*

L'observation des racines de genévriers au niveau de la station de Tigounatine a révélé la présence d'un total de 60 morphotypes. Avec 23 communs aux deux espèces. L'analyse fonctionnelle des types exploratoires a montré 17 ECMs de type contact chez les deux espèces, 16 ECMs de type courte distance pour le cade et 13 ECMs pour le commun, 9 ECMs de type moyenne et ou longue distance pour le cade et 11 ECM pour le commun.

L'indice de Jaccard a été estimé à 41.67% valeur légèrement inférieure à 50%, indiquant que la communauté ectomycorhizienne associée aux deux espèces est hétérogène.

Le tableau 4 montre le nombre de morphotypes communs et spécifiques des deux espèces.

Tableau 4 : la richesse morphotypique des ECM de *J. oxycedrus* et *J. communis*

Espèces	ECM C	ECM CD	ECM MLD	ECM communes	ECM spécifiques	TOTAL ECM	Indice de Jaccard
<i>J. oxycedrus</i>	17	16	9	23	19	42	41,67
<i>J. communis</i>	17	13	11		18	41	

3. Description des ECM de *Juniperus* dans la station de Tigounatine

3.1. Description des ectomycorhizes communes

a) Type exploratoire contact

- **ECM 1** : la mycorhize est de couleur noire, simple et droite. La phase extramatricielle est en feutrage. La coupe anatomique montre un manteau fongique marron et un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre central (figure 14.a.b).
- **ECM 3** : la mycorhize est de couleur marron, simple et droite. La phase extramatricielle est granuleuse (figure 14.c).
- **ECM4** : la mycorhize est de couleur noir, simple et courbée (figure14.d). La phase extramatricielle est en feutrage.

- **ECM 5** : la mycorhize est de couleur noire, simple et bombée. la phase extramatricielle est en feutrage (figure 14.e).
- **ECM 8** : la mycorhize est de couleur orange, simple et courbée. La phase extramatricielle est granuleuse (figure 14.f).
- **ECM 9** : la mycorhize est de couleur orange et la phase extramatricielle est en feutrage (figure15.g). La coupe anatomique montre un manteau fongique marron clair et un (RH) qui s'étend jusqu'au cylindre centrale (figure14.h).
- **ECM 10** : la mycorhize est de couleur orange, droite, simple. La phase extramatricielle est cotonneuse. La coupe anatomique possède un réseau de Hartig qui s'étend sur trois couches de cellules corticales (figure 14.k.l).
- **ECM 15** : la mycorhize est de couleur marron, courbée et simple. La coupe anatomique montre un manteau fongique marron foncée, et un réseau de Hartig sombre avec des hyphes extra corticaux qui sortent du réseau (figure14.h.i).
- **ECM16** : la mycorhize est de couleur marron, simple et droite. La phase extramatricielle est en feutrage (figure14.j).

b) Type exploratoire CD

- **ECM 18** : la mycorhize est de couleur noire, simple et droite. La phase extramatricielle est en feutrage (figure15.a)
- **ECM 20** : la mycorhize est de couleur noire simple et courbée. La phase extramatricielle est en feutrage (figure15.b).
- **ECM 21** : la mycorhize est de couleur noire, simple et courbée. La phase extramatricielle est laineuse. La coupe anatomique montre un manteau fongique sombre et fin et un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre central (figure 15.c.d).
- **ECM 22** : la mycorhize est de couleur noire et courbée. La phase extramatricielle est en feutrage (figure15.e).
- **ECM 25** : la mycorhize est de couleur marron orangé, simple et courbée. La phase extramatricielle est en feutrage (figure 15.f).

- **ECM 28** : la mycorhize est de couleur orange, courbée, simple et la phase extramatrielle est en feutrage (figure 15.g).
- **ECM 31** : la mycorhize est de couleur marron foncé, droite et la phase extramatrielle est en feutrage (figure 15.h).
- **ECM 32** : la mycorhize est de couleur marron clair, courbée, simple et la phase extramatrielle est lisse (figure 15.i).
- **ECM 33** : La mycorhize est de couleur marron clair et courbée. La phase extramatrielle est cotonneuse. La coupe anatomique montre un manteau fongique sombre et épais et un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre central (figure 15.j.k).

c) *Type exploratoire MLD*

- **ECM 34** : La mycorhize est de couleur noire et courbée. La phase extramatrielle est laineuse. La coupe anatomique possède un manteau fongique fin et un réseau de Hartig de type G (figure 16.a.b)
- **ECM 35** : La mycorhize est de couleur noire, simple, courbée avec une phase extramatrielle en feutrage. Le rhizomorphe est de type uniforme lâche (figure 16.d).
- **ECM 36** : La mycorhize est de couleur noire, simple, courbée avec une phase extramatrielle laineuse. Le rhizomorphe est de type uniforme lâche (figure 16.e.f).
- **ECM 38** : la mycorhize est de couleur marron, simple, droite avec une phase extramatrielle cotonneuse. Le rhizomorphe est de type uniforme lâche. La coupe anatomique forme un manteau fongique sombre et épais et un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre centrale (figure 16.g.h.i).
- **ECM 39** : la mycorhize est de couleur marron, simple et courbée. La phase extramatrielle est laineuse avec un rhizomorphe de type uniforme lâche (figure 16.j.k).

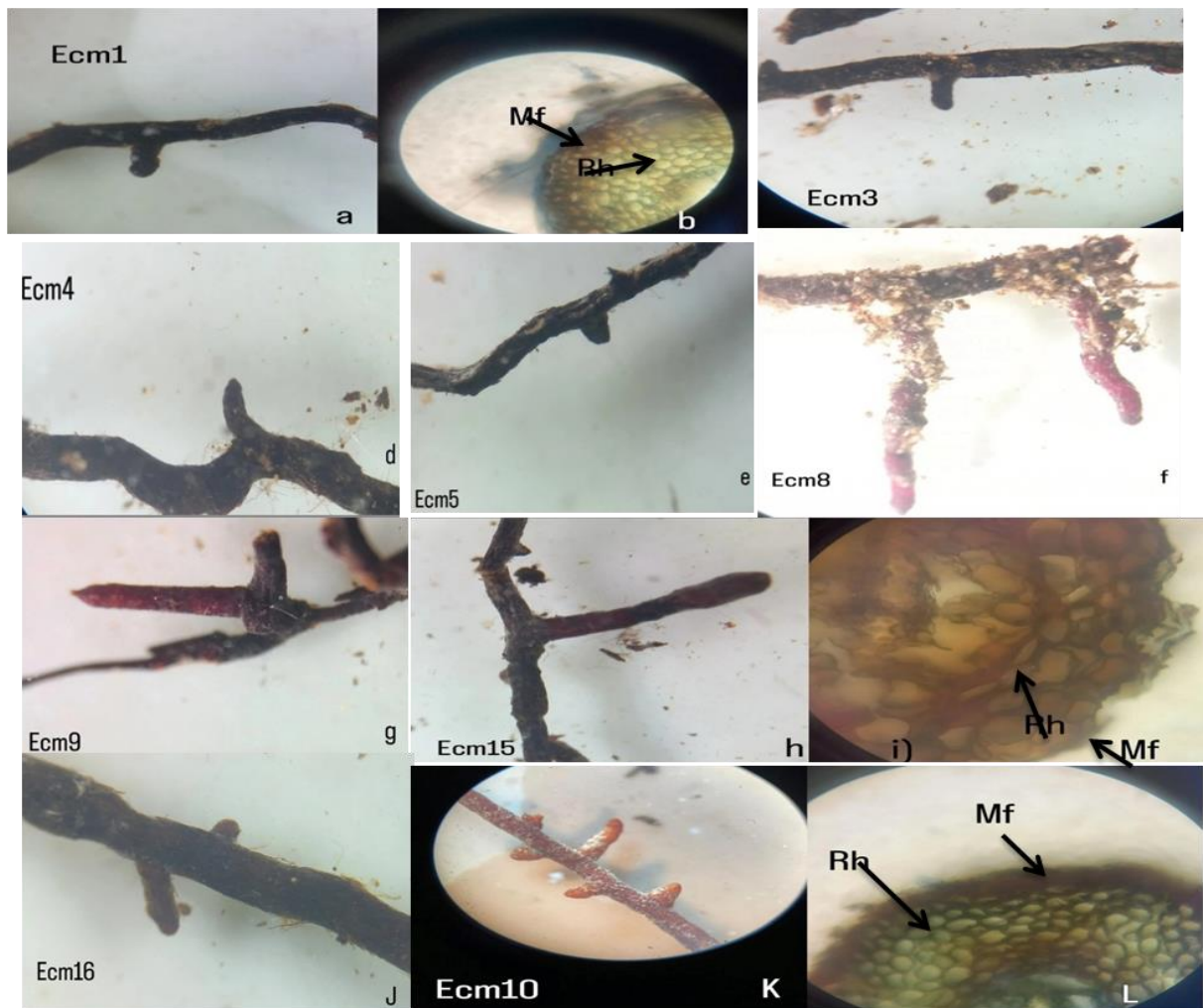


Figure 14 : Observation des différentes ectomycorhizes communes de type contact entre *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis*.

(a) : ECM 1 observé sous la loupe binoculaire (G×20), (b) : coupe anatomique de l'ECM1 observé au microscope optique au Gx400.

(c) : ECM 3 sous la loupe binoculaire G×20 ;

(d) : ECM 4 au G×20. (e) : ECM 5 au Gx 20

(f) : ECM 8 au G×20

(g) : ECM 9 au G×20

(h) : ECM 15 observé sous la loupe binoculaire G×20 ; (i) : coupe anatomique de l'ECM 15 observée au microscope optique Gx400 ;

(j) : ECM 16 observée sous la loupe binoculaire G×20 ;(k) : ECM 10 observée sous la loupe binoculaire G×20 ; (l) : coupe anatomique de l'ECM10 observée au microscope optique Gx400.

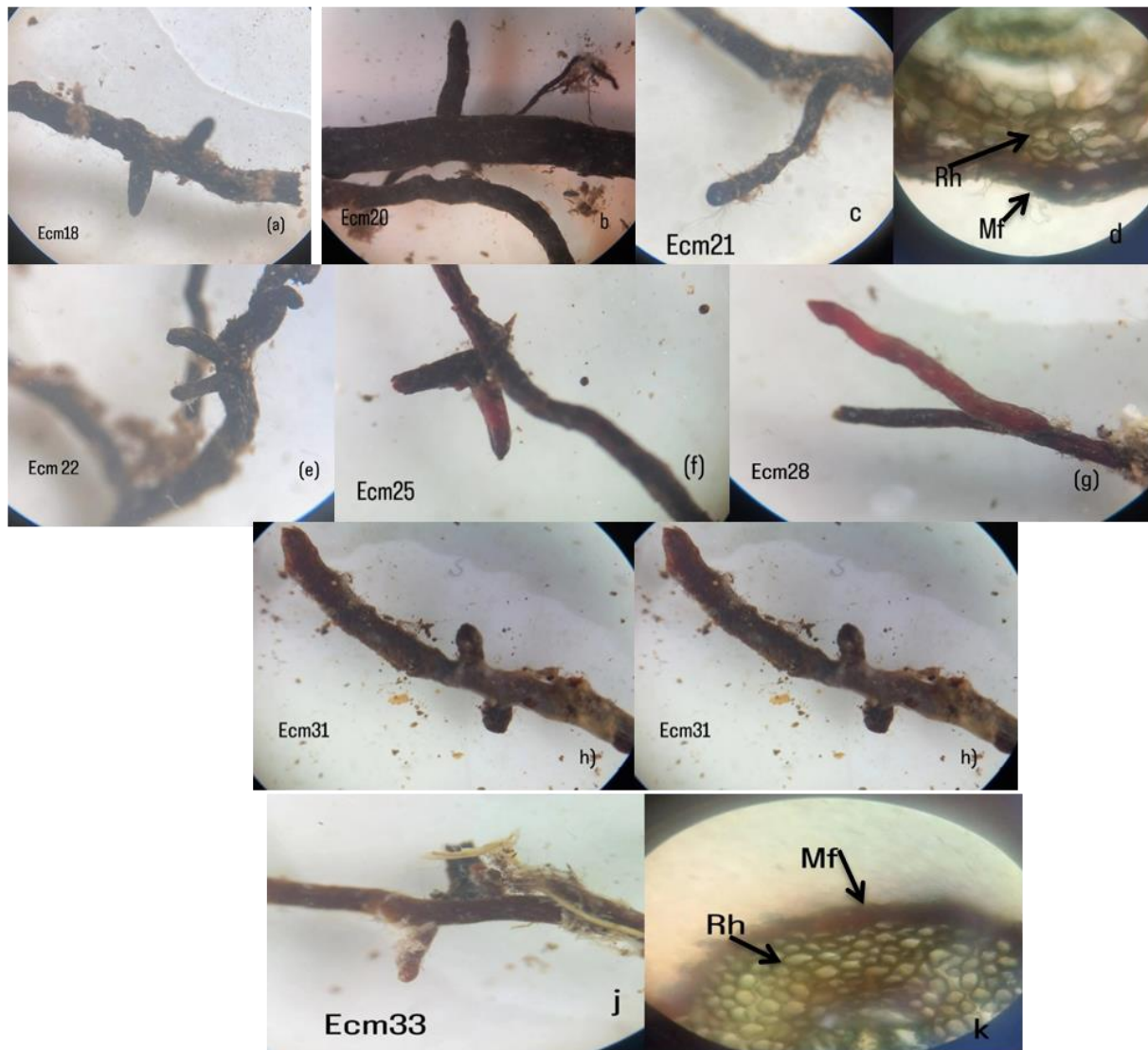


Figure 15 : Observation des différentes ectomycorhizes communes de type exploratoire courte distance

(a) : ECM18 observé au G×20.

(b) ECM20 observée au G×20

(c) : ECM 21 observé sous la loupe binoculaire G ×20.(d) : coupe anatomique de l'ECM21 observée sous microscope optique (Gx40)

(e) : ECM22 au G×20

(f) : ECM25 au G×20

(g) : ECM 28 au G×20

(h) : ECM31 au G×20

(i) : ECM 32 au G×20

(j) : ECM 33 au G ×20.(k) : la coupe anatomique de EcM 33 observé sous microscope optique (Gx40).

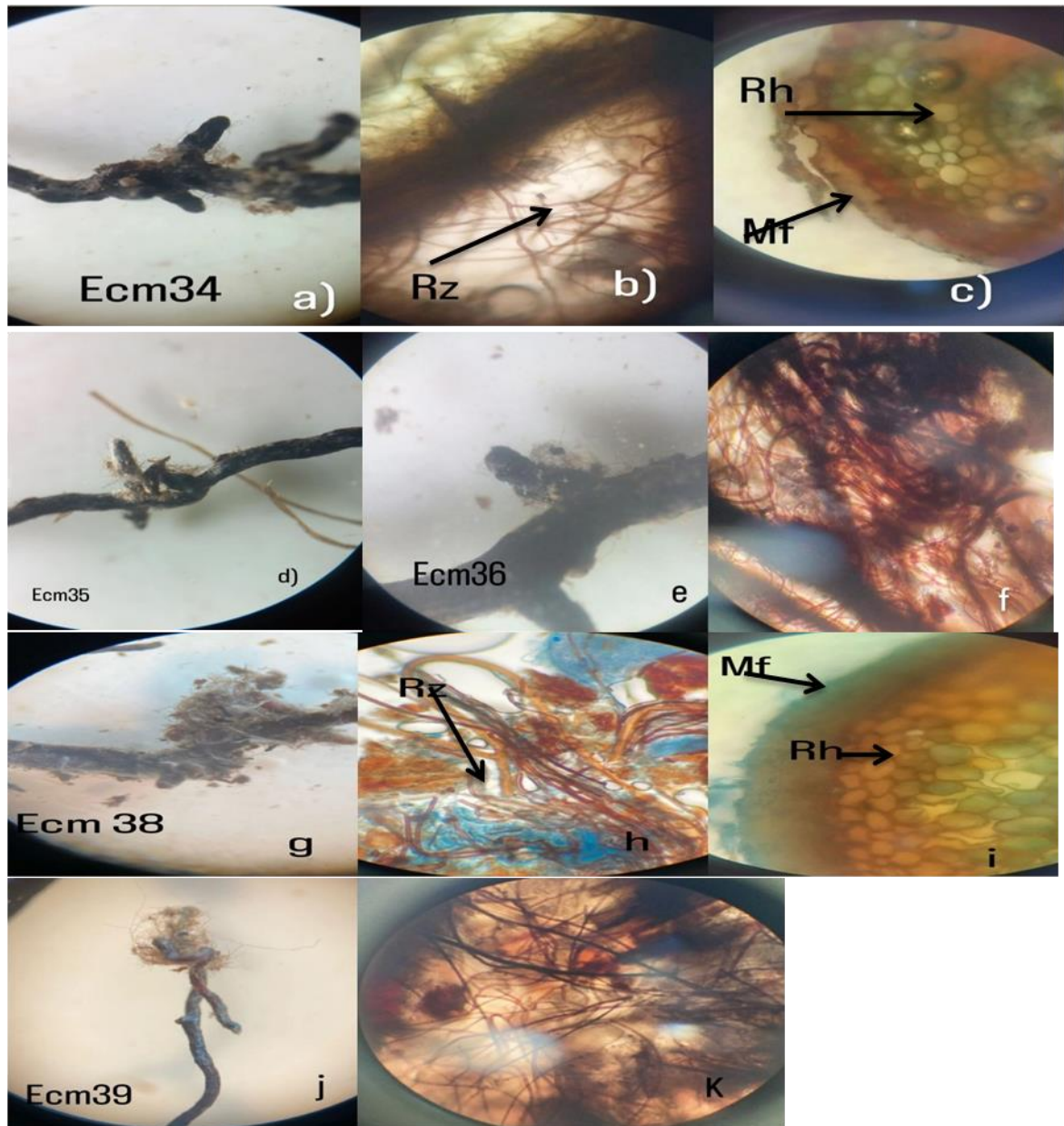


Figure 16 : Observation des différentes ECM communes de type exploratoire moyenne et ou longue distance

(a) : ECM34 au G $\times 20$. b) : rhizomorphe de type uniforme lâche ; (c) : coupe anatomique de l'ECM 34 observée sous le microscope optique.

(d) : ECM 35 au G $\times 20$. (e) : ECM 36 observée G $\times 20$; (f) : rhizomorphe de type uniforme lâche.

(g) : ECM 38 au G $\times 20$. h) ; Rhizomorphe observé sous le microscope optique. (i) : coupe anatomique de l'ECM 38 observée sous le microscope optique.

(j) : ECM 39 au G $\times 20$; (k) : rhizomorphe de type uniforme lâche observé sous le microscope optique.

3.2 Description des ectomycorhizes spécifiques de *Juniperus oxycedrus*

a) *type exploratoire contact*

- **ECM 2** : La mycorhize est de couleur noire ,simple et droite. La phase extra matricielle est en feutrage (figure17.a).

ECM 6: La mycorhize est de couleur marron foncé, simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage (figure17.b).

- **ECM7** : La mycorhize est de couleur noire, simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage (figure17.c).
- **ECM 11**: La mycorhize est de couleur orange, simple, courbée et une phase extra matricielle lisse (figure17.d).
- **ECM 12** : La mycorhize est de couleur orange, simple, courbée avec une phase extra matricielle cotonneuse. La coupe anatomique présente un manteau fongique peu épais et un réseau de Hartig de type E (figure17.e.f).
- **ECM 13** : La mycorhize est de couleur orange, simple, droite avec une phase extra matricielle lisse (figure17.g).
- **ECM 14** : La mycorhize est de couleur noir, simple, courbé ,la phase extra matricielle est en feutrage.(figure17.h).
- **ECM 17** : La mycorhize est de couleur noire, simple, courbée avec une phase extra matricielle en feutrage (figure17.i).

b) *type exploratoire courte distance*

- **ECM 18** : La mycorhize est de couleur noire, simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage (figure18.a).
- **ECM23** : La mycorhize est de couleur marron, simple, courbée avec une phase extra matricielle en feutrage(figure18.b).
- **ECM24** : La mycorhize est de couleur noire, simple, droite avec une phase extra matricielle en feutrage (figure18.c).
- **ECM26** : La mycorhize est de couleur noire, simple, courbée avec une phase extra matricielle cotonneuse. La coupe anatomique possède un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre central. (figure18.d.e).
- **ECM27** : La mycorhize est de couleur orange, simple, droite avec une phase extra matricielle cotonneuse (figure18.f).

- **ECM29** : La mycorhize est de couleur orange, simple et droite. La phase extra matricielle est en feutrage (figure18.g).
- **ECM 30** : La mycorhize est de couleur noire, simple, courbée avec une phase extra matricielle en feutrage (figure18.h).

c) Type exploration Moyenne et ou longue distance

- **ECM37** : La mycorhize est de couleur marron foncé, simple, courbée et une phase extra matricielle cotonneuse. Le rhizomorphe est de type uniforme lâche (figure19.a.b).
- **ECM 40** : La mycorhize est de couleur orange, simple et courbée. La phase extra matricielle est laineuse et la coupe anatomique possède un manteau fongique sombre et fin avec un réseau de Hartig de type G (figure19.c.d).
- **ECM41** : La mycorhize est de couleur blanche, ramifiée et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage. La coupe anatomique contient un manteau fongique épais et un réseau de Hartig de type E (figure19.e.f).
- **ECM42** : La mycorhize est de couleur orange, simple et courbée avec une phase extra matricielle cotonneuse. La coupe anatomique possède un manteau fongique clair et fin avec un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre centrale (figure19.g.h).

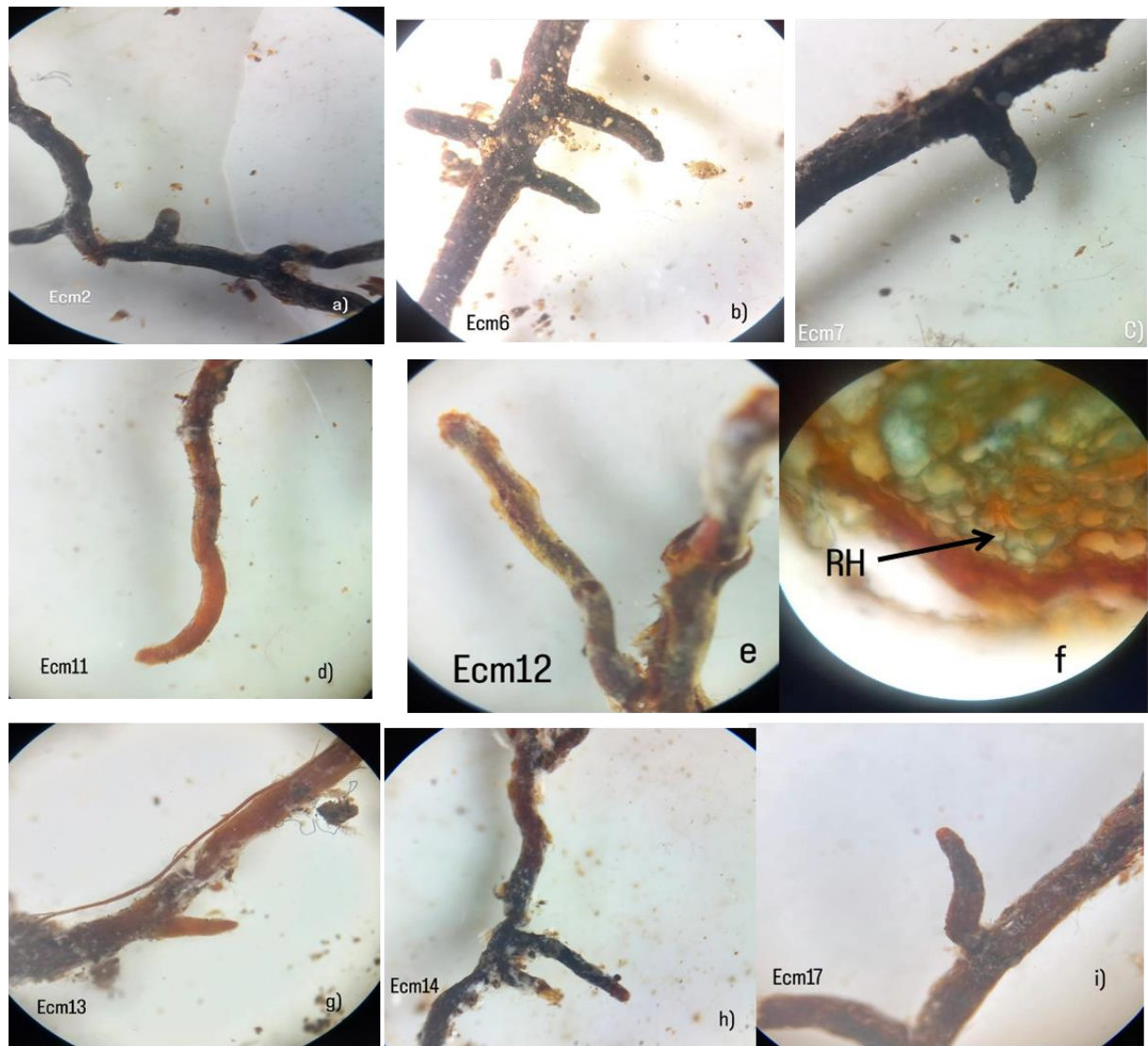


Figure 17 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire contact de *Juniperus oxycedrus*

(a) : ECM 2 au G $\times 20$.

(b) : ECM 6 au G $\times 20$.

(c) : ECM7 au G $\times 20$

(d) : ECM11 au G $\times 20$.

(e) : ECM 12 au G $\times 20$; (f) : coupe anatomique de l'ECM 12 observée sous le microscope optique au Gx400.

(g) ECM13 au G $\times 20$. (h) : ECM14 au G $\times 20$. (i) : ECM 17 au G $\times 20$.

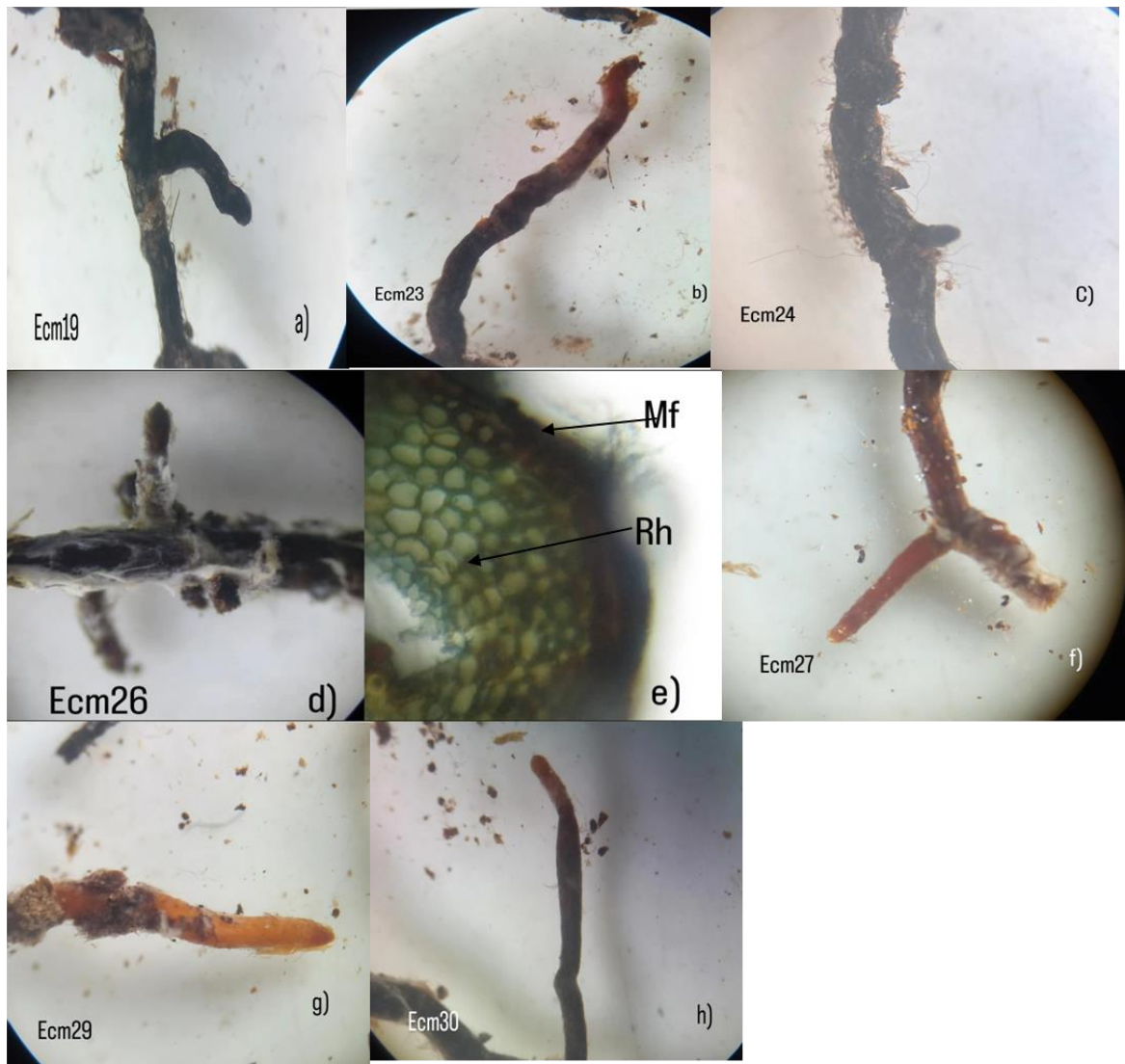


Figure 18 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire courte distance de *Juniperus oxycedrus*

(a) : ECM 19 au G $\times 20$.

(b) : ECM 23 au G $\times 20$.

(c) : ECM24 au G $\times 20$.

(d) ECM 26 observée sous la loupe binoculaire G $\times 20$; (e) : coupe anatomique de l'ECM26 observée sous le microscope optique au Gx400.

(f) : ECM 27 au G $\times 20$

(g) : ECM 29 au G $\times 20$ (h) : ECM30 observée sous la loupe binoculaire G $\times 20$.

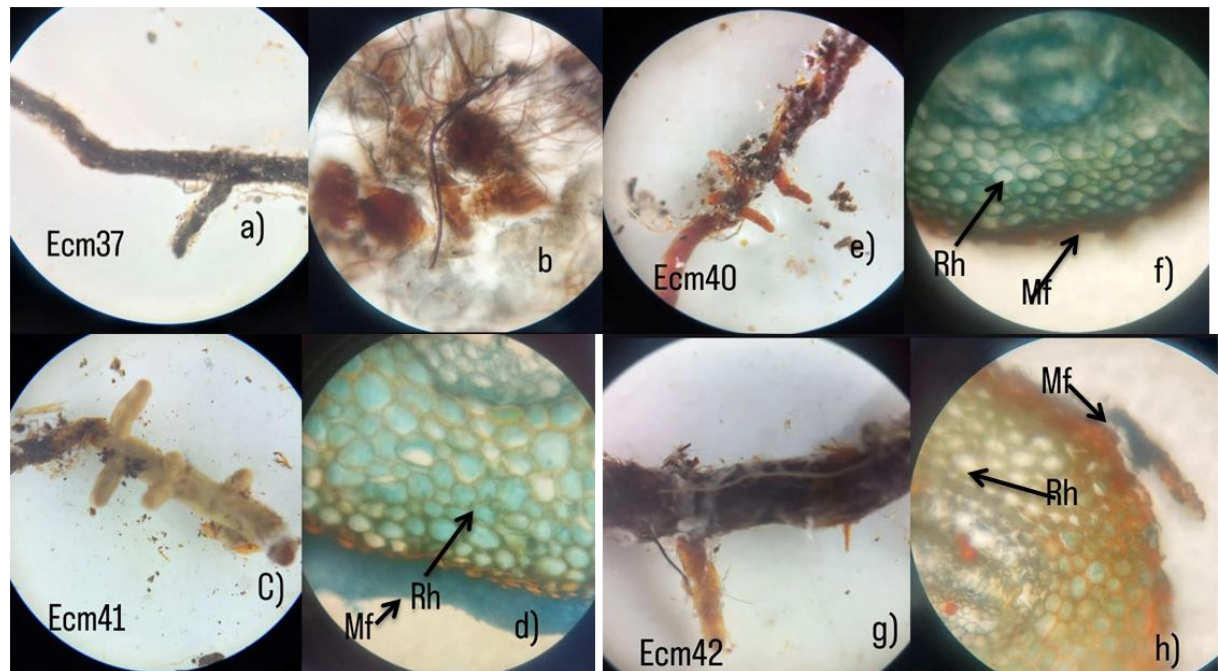


Figure 19 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire moyenne-ou longue distance du *Juniperus oxycedrus*

- (a) : ECM 37 au G $\times 20$. (b) : rhizomorphe de l'ECM 37 observée sous le microscope optique au Gx400.
- (c) : ECM 41 au G $\times 20$; (d) : coupe anatomique de l'ECM 40 observée sous le microscope optique au Gx400.
- (e) ECM 40 au G $\times 20$; (f) : coupe anatomique de L'ECM 40 au Gx400.
- (g) ECM 42 au G $\times 20$; (h) : coupe anatomique de L'ECM 42 au Gx400.

3.3. Description des ectomycorhizes spécifiques du *Juniperus communis*

a) type exploratoire contact

- **ECM43** : La mycorhize est de couleur noire, simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage (Figure 20.a).
- **ECM44** : La mycorhize est de couleur marron foncé, simple, courbée avec une phase extra matricielle en feutrage (Figure 20.b).
- **ECM45** : La mycorhize est de couleur noire, simple, courbée avec une phase extra matricielle en feutrage (Figure 20.c).
- **ECM 46** : La mycorhize est de couleur marron, simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage (Figure 20.d).
- **ECM 47**: La mycorhize est de couleur noire, simple,courbée avec une phase extra matricielle en feutrage (Figure 20.e)
- **ECM 48** :La mycorhize est de couleur orange ,simple et courbée. La phase extra matricielle est lisse (Figure 20.f).
- **ECM49** : La mycorhize est de couleur orange, simple,courbée avec une phase extra matricielle en feutrage (Figure 20.g).
- **ECM50** : La mycorhize est de couleur orange, simple et courbée. La phase extra matricielle est laineuse et la coupe anatomique possède un manteau fongique sombre et épais et un réseau de Hartig de type G (Figure 20.h.i).

b) type exploratoire courte distance

- **ECM51** : La mycorhize est de couleur noire, simple et droite avec une phase extra matricielle en feutrage (Figure 21.a).
- **ECM 52** : La mycorhize est de couleur marron, simple,courbée avec une phase extra matricielle en feutrage. La coupe anatomique présente un manteau fongique fin et un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre centrale (Figure 21.b.c).
- **ECM 53** : La mycorhize est de couleur orange, simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage. La coupe anatomique montre un manteau fongique sombre et épais avec un réseau de Hartig qui s'étend jusqu'au cylindre centrale (Figure 21.d.e).
- **ECM54** : La mycorhize est de couleur marron clair, simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage (Figure 21.f).

C) type exploratoire moyenne-longue distance

- **ECM55** : La mycorhize est de couleur marron foncé ,simple,courbée avec une phase extra matricielle laineuse. Le rhizomorphe est de type uniforme lâche (Figure22.a.b).
- **ECM56** : La mycorhize est de couleur noire,simple et courbée. La phase extra matricielle est en feutrage. Le rhizomorphe est de type uniforme lâche, (Figure 22.c.d).
- **ECM57** : La mycorhize est de couleur noire,simple, droite avec une phase extra matricielle cotonneuse. Le rhizomorpheesttype uniforme lâche (Figure 22.e.f).
- **ECM58** : La mycorhize est de couleur noire, simple et courbée avec une phase extra matricielle cotonneuse (Figure 22.g).
- **ECM 59** : La mycorhize est de couleur orange, simple, courbé. La phase extra matricielle est cotonneuse avec la présence d'un rhizomorhede type uniforme lâche. La coupe anatomique montre un manteau fongique fin et clair et un réseau de Hartig de type G (Figure22.h.i. j).
- **ECM60** : La mycorhize est de couleur marron foncé, simple, courbée avec une phase extra matricielle en feutrage. Le rhizomorphe est de type uniforme lâche (Figure22.k.l).

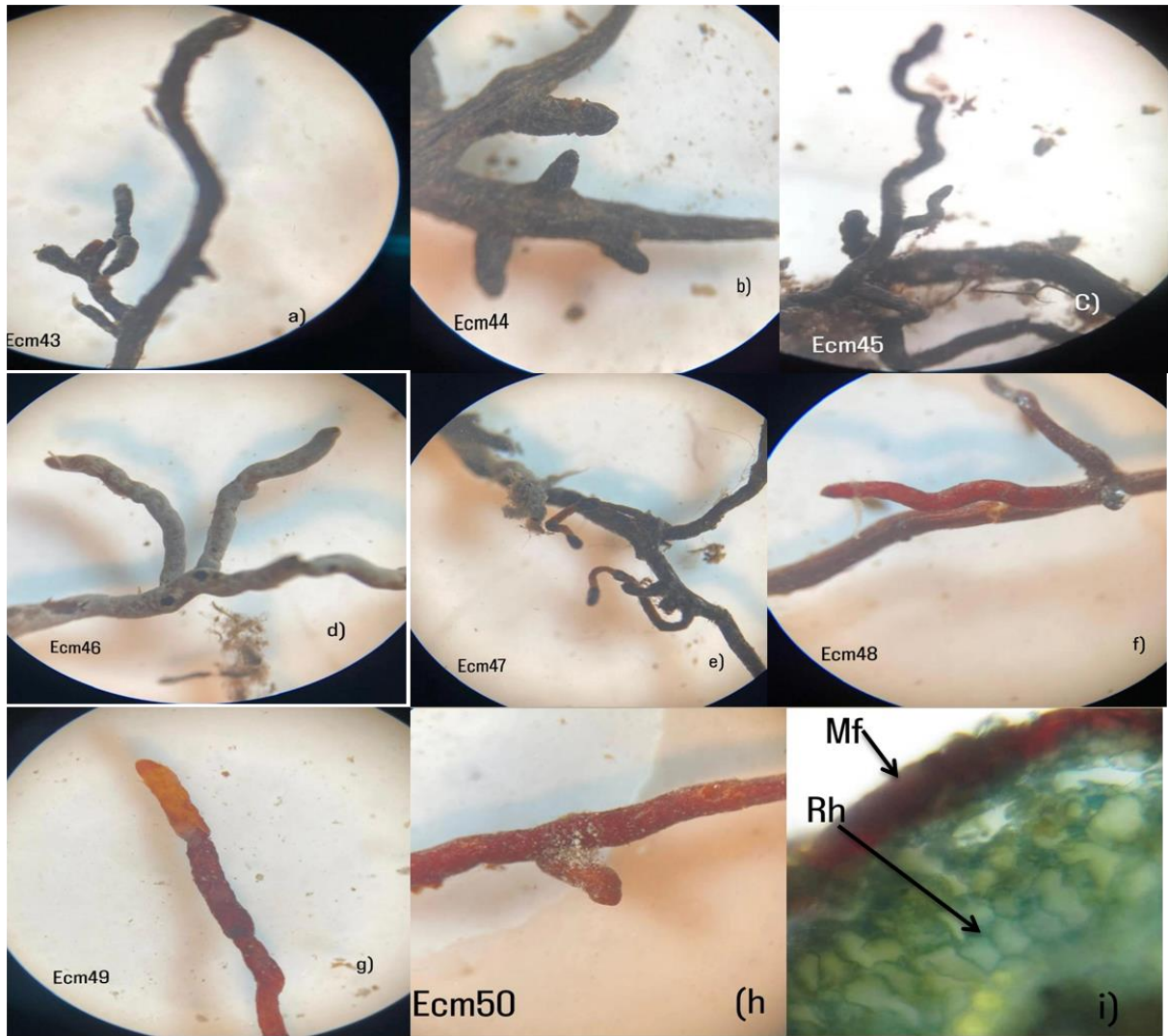


Figure 20 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire contact de *Juniperus communis*

- a) ECM 43 au G $\times 20$.
- b) (b) : ECM 44 au G $\times 20$.
- (c) : ECM 45 au G $\times 20$.
- (d) : ECM46 au G $\times 20$.
- (e) : ECM 47 au G $\times 20$.
- (f) : ECM48 au G $\times 20$
- (g) : ECM49 au G $\times 20$.
- (h) : ECM50 au G $\times 20$; (i) : coupe anatomique de l'ECM 50 observée sous le microscope optique au Gx400.

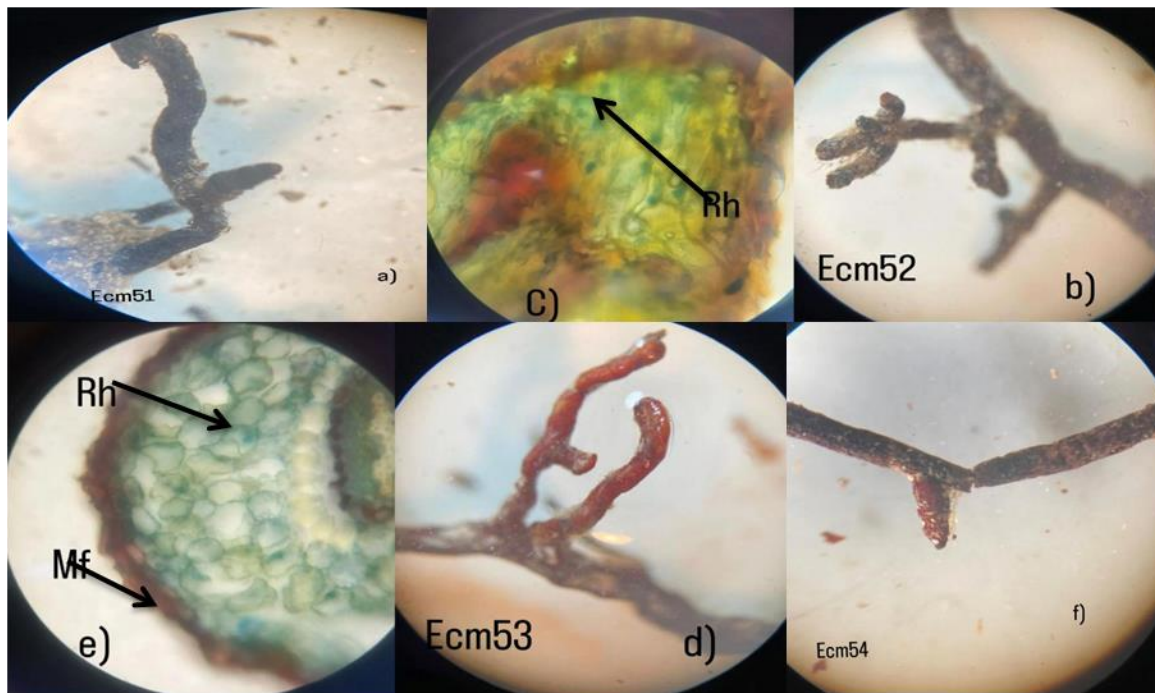


Figure 21 : Observations des différentes ECM spécifiques de type exploratoire courte distance du *Juniperus oxycedrus*

a) ECM 51 au G $\times 20$.

b) ECM52 au G $\times 20$; (c) : coupe anatomique de l'ECM 52 observée sous le microscope optique au Gx400.

(d) : ECM53 au G $\times 20$; (e) : coupe anatomique de l'ECM 53 observée sous le microscope optique au Gx400.

f) : ECM54 au G $\times 20$.

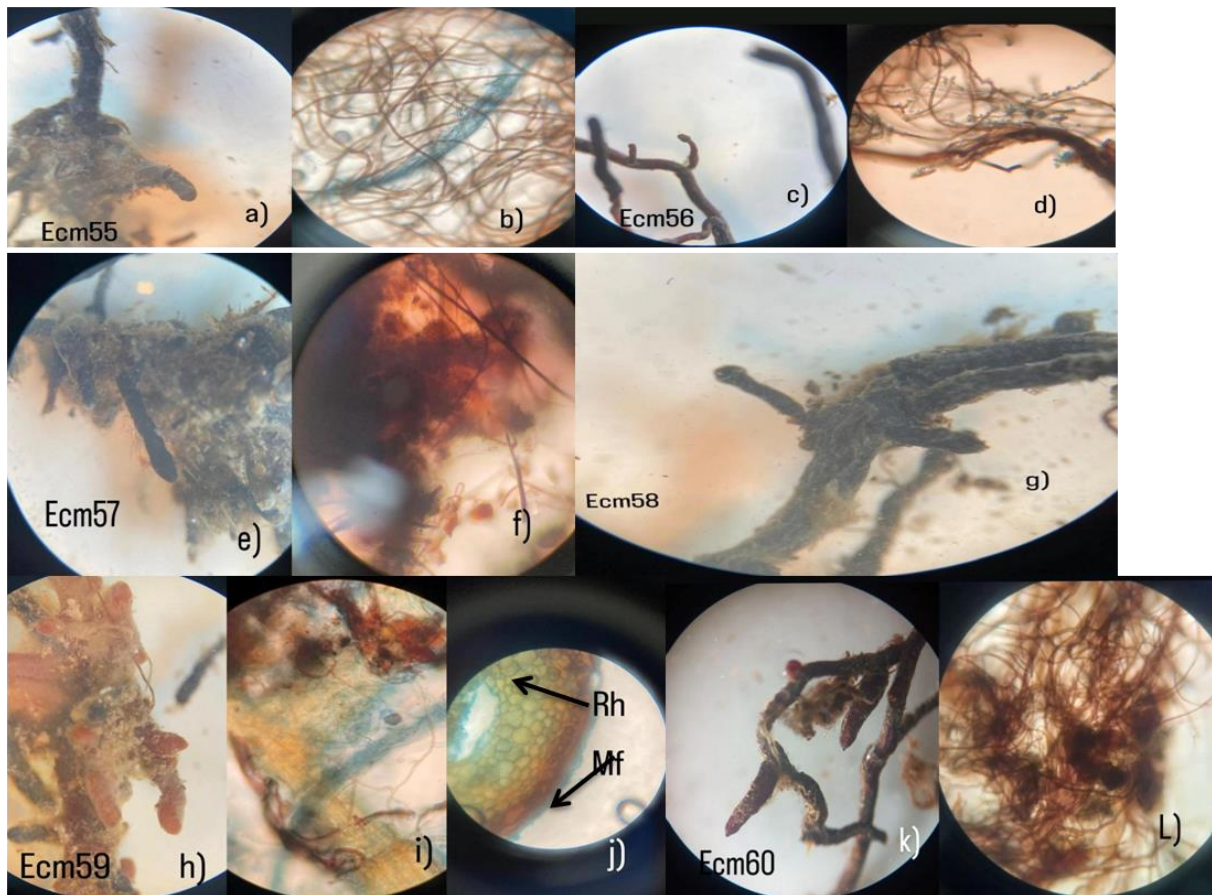


Figure 22 : Observation des différentes ECM spécifiques de type exploratoire moyenne-longue distance du *Juniperus communis*

(a): ECM55 au G $\times 20$; (b) : rhizomorphe de l'ECM 55 au G $\times 400$.

(c) : ECM 56 au G $\times 20$; (d) : rhizomorphe de l'ECM 56 au G $\times 400$.

(e) : ECM 57 au G $\times 20$; (f) : rhizomorphe de l'ECM 57 au G $\times 400$. (g) : ECM 58 au G $\times 20$.

(h) : ECM 59 au G $\times 20$; (i) : rhizomorphe de l'ECM59 au G $\times 400$; (j) : coupe anatomique de l'ECM 59 observé sous le microscope optique au G $\times 400$.

(k) : ECM 60 au G $\times 20$; (l) : rhizomorphe de l'ECM 60 observé au G $\times 400$.

4. Estimation de la fréquence relative :

La figure 23 présente la répartition de la fréquence relative des différentes ECM répertoriées chez les deux espèces.

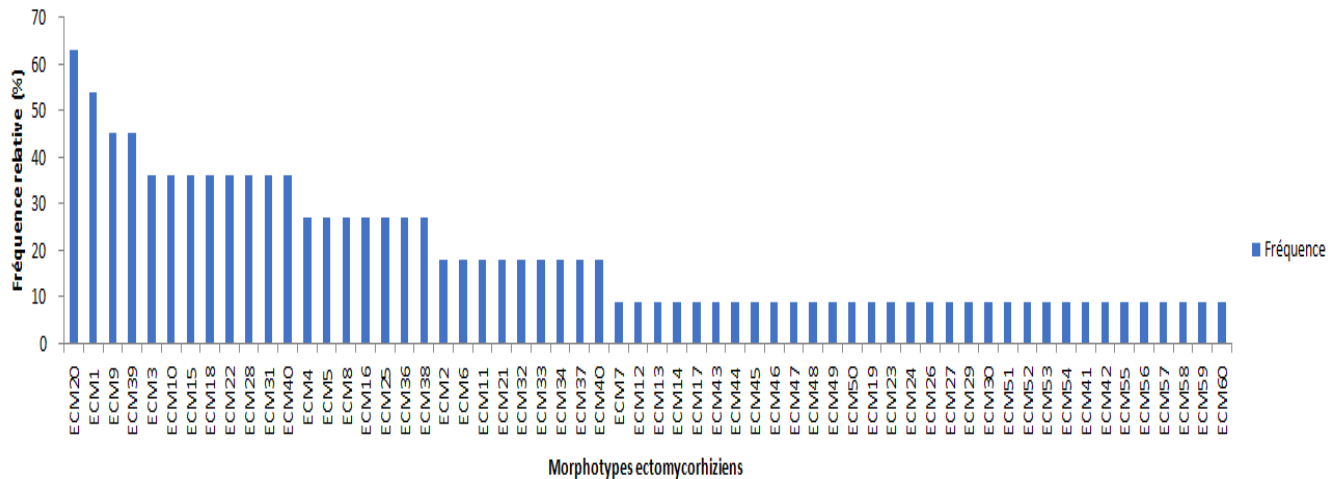


Figure 23 : Distribution de la fréquence relative des ECM de *J. oxycedrus* et *J. communis* de la station de Tigounatine

L'analyse de la fréquence relative des ECM enregistrées chez les deux espèces révèle la présence d'une ECM abondante (ECM20) avec une fréquence de 63%, de trois ECM fréquentes (ECM1, ECM9, ECM39), de 8 ECM rares et de 48 ECM très rares.

La fréquence des morphotypes est similaire chez les deux espèces pour le type exploratoire contact, plus élevée chez le cade pour le type courte distance, en revanche la fréquence est plus élevée pour le type MLD chez le commun (figure 24).

L'analyse des morphotypes enregistrés nous avons noté la prédominance des ECM de type exploratoire contact suivi du type exploratoire courte distance et enfin le type moyenne et longue distance.

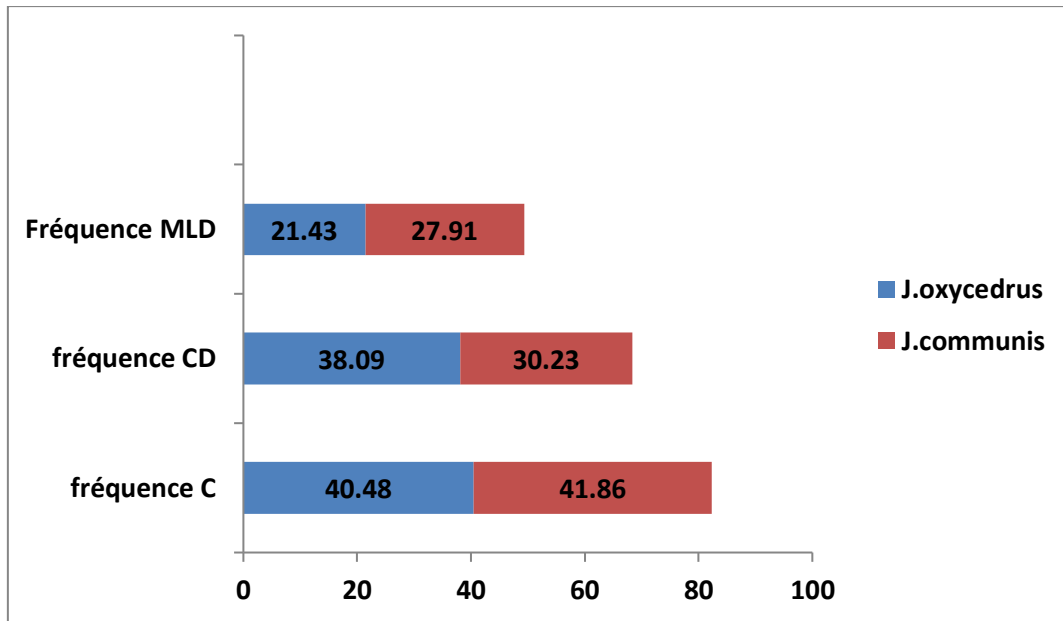


Figure 24 : La fréquence relative totale en pourcentage des ECM du genévrier de Tigounatine en fonction des types exploratoires du sol.

5. Estimation de la colonisation ectomycorhizienne des deux espèces dans la station de Tigounatine.

Le taux d’ectomycorhization de *J.oxycedrus* et *J.communis* dans la station de Tigounatine et représenté dans la figure 25.

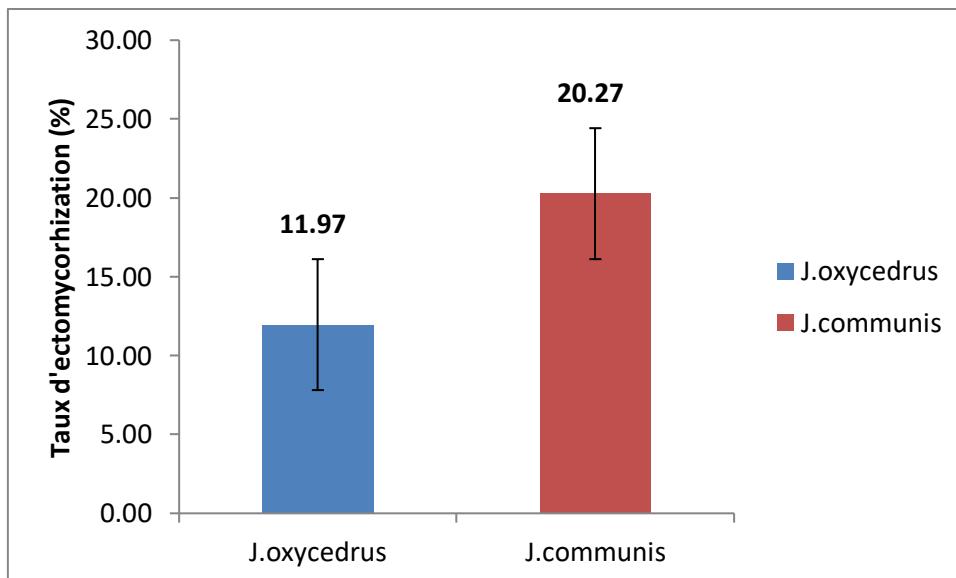


Figure 25 : Taux d’ectomycorhization des deux espèces dans la station de Tigounatine

Le graphe indique que le taux d'ectomycorhization est plus élevé chez *J.communis* avec une valeur de 20.27% par rapport au taux affiché chez *J.oxycedrus* d'une valeur de 11.49 %.

6. La colonisation ectomycorizienne par stratégies d'exploration du sol

La colonisation mycorhizienne par strategies d'exploration du sol est présentée dans la figure 26.

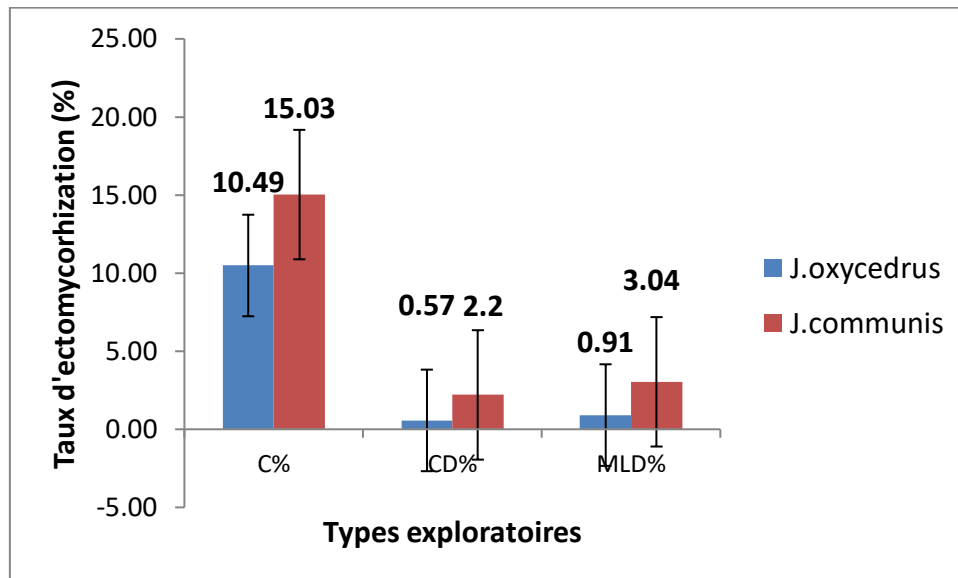


Figure 26 : le pourcentage d'ectomycorhization par strategies d'exploration du sol de *J.oxycedrus* et *J.communis*

La stratégie exploratoire la plus élevée est notée pour le type contact par rapport aux autres types exploratoires et ce quel que soit l'espèce.

7. Description des endomycorhizes de *J.oxycedrus* et *J.communis*

L'observation des racines lavées et colorées au bleu de trypan a révélé la présence des structures endomycorhiziennes chez les arbres de *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis*.

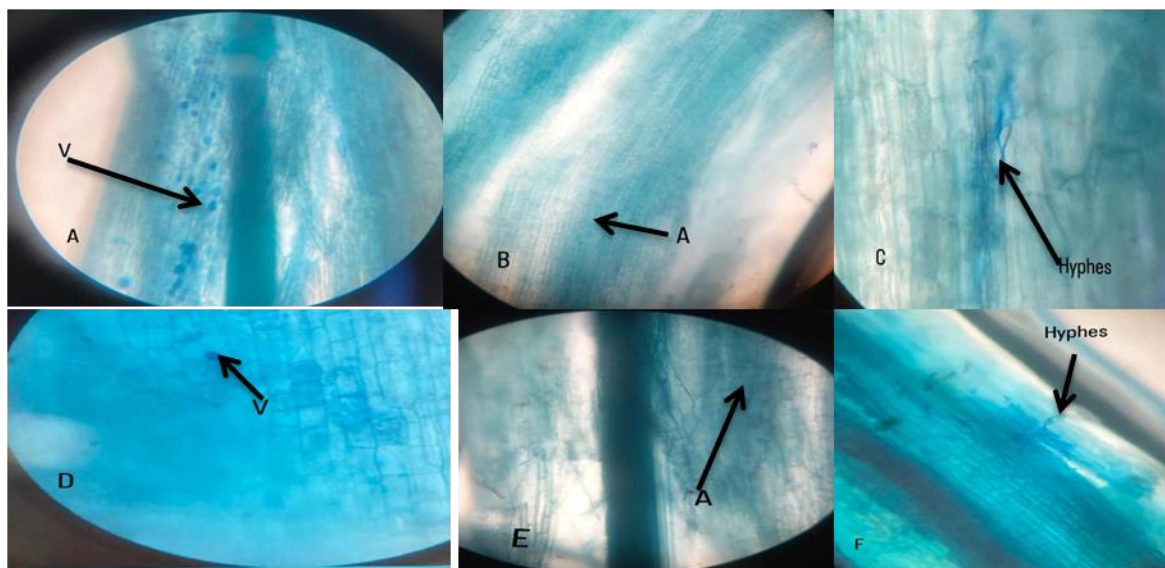


Figure 27 : Différentes structures endomycorhiziennes rencontrées chez le *J.oxycdrus* (A, B, C) et *J.communis* (D, E, F) dans la station de Tigounatine

8. Estimation de la colonisation endomycorhizienne de *J.oxycdrus* et *J.communis*

8.1. Estimation des facteurs d'endomycorhization

Les facteurs d'endomycorhization sont consignés dans le tableau 5

Tableau 5 : Facteurs d'endomycorhization de *J.oxycdrus* et *J.communis*

	F%	M%	A%	V%
<i>J.oxycdrus</i>	47,7	5,95	9,42	1,16
<i>J.communis</i>	68	6,26	6,17	7,92

a. Fréquence d'endomycorhization (F%)

la fréquence endomycorhizienne chez *J.communis* est plus élevée que la fréquence endomycorhizienne chez *J.oxycdrus*. ont été enregistrées chez les populations de Tigounatine (Figure 28).

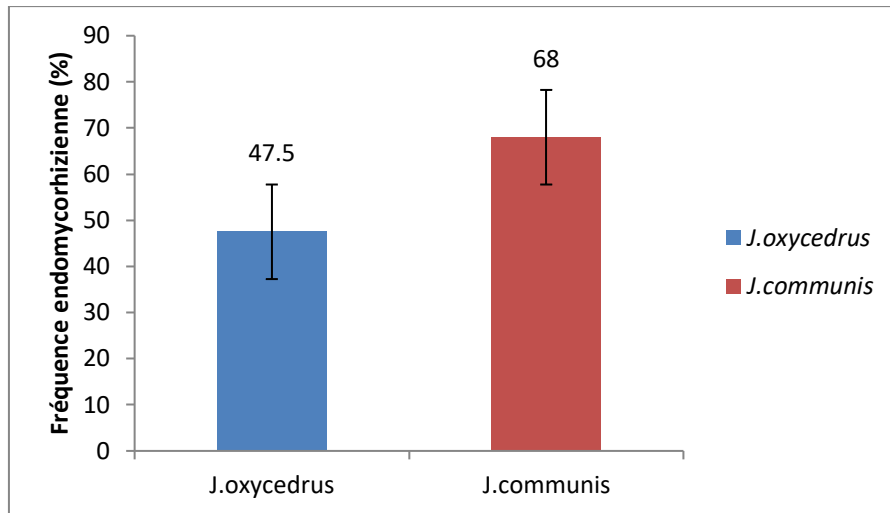


Figure 28 : Fréquence endomycorhizienne de *J.oxycedrus* et *J.communis*

b. Intensité endomycorhizienne (M%)

Le calcul de l'intensité endomycorhizienne (M%) a révélé une intensité relativement similaire chez les deux espèces (Figure.29).

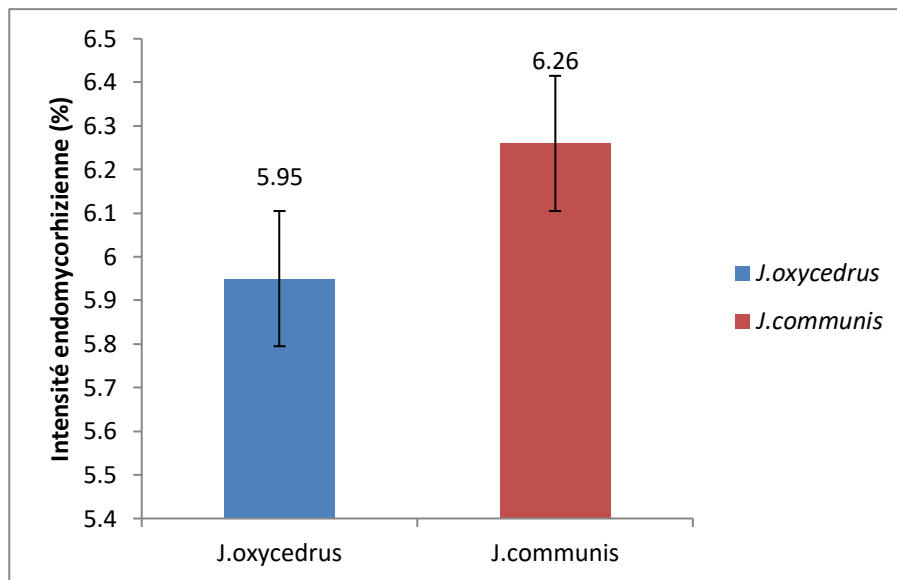


Figure 29 : Intensité endomycorhizienne de *J.oxycedrus* et *J.communis*

c. Intensité arbusculaire

La Figure 30 illustre que *J. oxycedrus* présente une intensité arbusculaire de 9,42 %, ce qui est légèrement supérieur à celle de *J. communis*, qui est de 6,17 %.

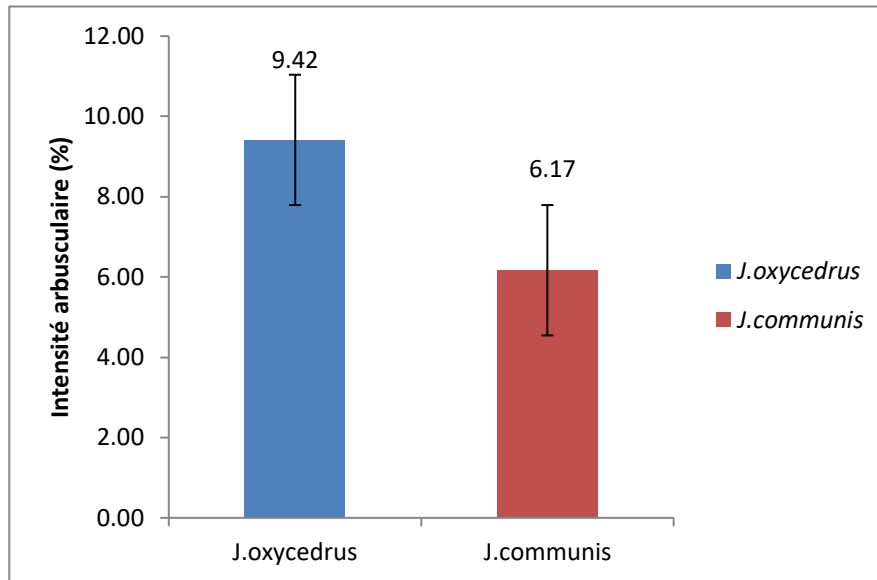


Figure 30 : Intensité arbusculaire de *J. oxycedrus* et *J. communis*.

d. Intensité vésiculaire

La figure 31 indique que *J. oxycedrus* présente une faible intensité vésiculaire, avec une moyenne de 1,16 %. En revanche, *J. communis* montre une intensité vésiculaire supérieure atteignant 7,92 %.

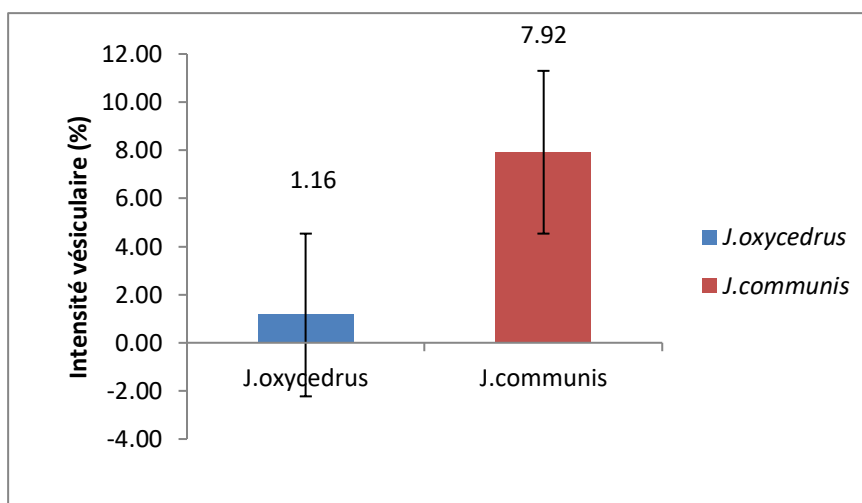


Figure 31 : Intensité vésiculaire de *J. oxycedrus* et *J. communis*.

9. Comparaison entre la colonisation ectomycorhizienne et endomycorhizienne des deux espèces

La figure 32 représente la répartition du taux de colonisation mycorhizienne entre les deux espèces.

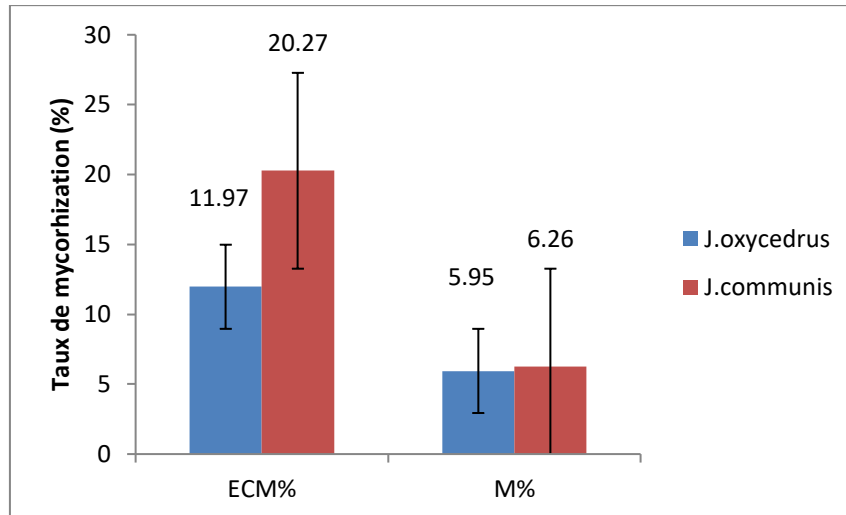


Figure 32 : comparaison entre le taux d'ectomycorhization et le taux d'endomycorhization chez les deux espèces

Nous constatons que la colonisation ectomycorhizienne est plus importante que la colonisation endomycorhizienne quel que soit l'espèce.

10. Analyses statistiques

Tableau 6: test d'ANOVA

	<i>J.oxycedrus</i>	<i>J.communis</i>	P.value
Rich.c	6,2±1,64	4±2,09	0,0894 Non Significative
Rich.cd	4,6±2,30	3,33±0,81	0.237 Non significative
Rich.mld	3,2±1,48	2,5±1,64	0,481 Non significative
Rich ECM	14±4,12	9,8±2,85	0.0792 Non Significative
C%	10,49±5,26	15,03±3,77	0,13 Non significative
CD%	0,57± 0,25	2,2 *±1,20	0.0166 * Significative
MLD%	2± 1	3±4,57	0,407 Non significative
M%	5,85±5,60	6,26± 5,98	0.923 Non significative
F%	47,5±22,17	68 *±10,95	0,0472* Significative
A%	9,42±13,99	6,17±6,47	0,56 Non significative
V%	1,16±0,66	7,92±13,35	0,242 Non significative

Les résultats issus du test d'ANOVA (tableau 11) mettent en évidence une différence significative pour certaines variables. Une différence statistiquement significative est observée pour le taux de stratégie d'exploration du type (CD%) ($p = 0,0166$), en faveur de *Juniperus communis*. De même, la fréquence endomycorhizienne (F%) ($p = 0,0472$) se révèle également significativement plus élevée chez cette espèce.

En revanche, l'absence de différence significative pour les autres paramètres étudiés, à savoir Rich.c, Rich.cd, Rich.mld, Rich.ECM, MLD%, M%, A% et V%, ce qui témoigne d'une similarité entre les deux espèces pour ces paramètres.

11. Discussion

L'étude comparative de la communauté fongique de *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis* dans la station de Tigounatine révèle la présence de la double symbiose : des ectomycorhizes et des endomycorhizes chez les deux espèces. Nos résultats concordent avec les travaux de Tamani et Birkouche en 2024 sur la présence des ectomycorhizes chez le *Juniperus oxycedrus* et l'étude d'Abersi 2024 sur la présence des ectomycorhizes chez le *J.communis*, ainsi que les travaux de Guessoum en 2023 qui mentionne la présence de la double symbiose chez *Juniperus communis* de la même station.

Les morphotypes observés sont de couleur noire, orange, beige, marron et rouge. La phase extramatricielle présente différents aspects : en feutrage, granuleuse, lisse, laineuse ou cotonneuse.

L'étude anatomique a montré la présence d'un manteau fongique d'épaisseur variée est un réseau de Hartig qui généralement s'insère jusqu'au cylindre central. En effet, selon Dexheimer (1997), le réseau Hartig est le siège d'échanges des nutriments entre la racine et le champignon.

L'étude de la richesse morphotypique de *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis* a montré la présence de 60 morphotypes ectomycorhiziens. Parmi les 60 morphotypes 23 ce sont révélés communs aux deux espèces. Notre étude menée en automne, a permis de révéler chez le *Juniperus oxycedrus* un total de 42ECM avec 17ECM de type contact 16ECM de courte distance et 9 ECM de type moyenne ou longue distance. Les travaux de Tamani et Birkouche en février 2024 sur la même espèce et la même station rapportent la présence de 31 morphotypes (6C, 7CD, 11MLD). Ces résultats sont relativement inférieur aux nôtres.

Pour le *Juniperus communis* nous avons enregistré la présence de 41 morphotypes avec 17ECM de type contact, 13ECM de type courte distance et 11ECM de type MLD. En revanche, dans l'étude menée par Abersi en 2023 sur la même espèce et à la même période il a été répertorié un total de 26ECM (10C, 8CD, 8MLD). Nos résultats sont relativement supérieurs à ses résultats. Selon Vander Heijden et Vosatka (1999) et Vander Heijden, (2001), les ectomycorhizes améliorent l'utilisation des ressources environnementales par la plante hôte, en s'adaptant à l'évolution de la forêt et aux variations climatiques saisonnières.

La richesse morphotypique selon les types exploratoires du sol dans notre station en automne 2024 a montré une forte prédominance du type exploratoire contact suivi des types exploratoire courte distance et moyenne-longue distance et ce quel que soit l'espèce. Et cela s'accorde avec

l'étude faite par Abersi 2024 pour le *Juniperus communis* et l'étude de Tamani et Birkouche 2024 pour le *Juniperus oxycedrus*. Selon Agerer (2006), Les ectomycorhizes de type exploratoires contact présente un manteau lisse, alors que les ectomycorhizes adaptant aux stratégies exploratoires courte distance et moyenne-longue distance possède des hyphes et des rhyzomorphes qui se développent sur une distance considérable dans le sol.

La colonisation ectomycorizienne est plus élevée chez le *Juniperus communis* par rapport au *Juniperus oxycedrus*.

L'estimation des facteurs endomycorhiziens à révéler un pourcentage d'endomycorhization faible chez les deux espèces. Chez le *Juniperus communis* le taux d'arbuscules est inférieur à celui des vésicules. Les résultats de Guessoum 2023 sur l'endomycorhization chez *Juniperus communis* dans la station de Tigounatine est similaire aux nôtres. Chez le cède, le taux d'arbuscules est plus élevé que le taux des vésicules. Selon Wubet (2002) les arbuscules sont le siège des échanges entre les deux partenaires. Et d'après Garbaye (2013) les arbres facilitent le stockage du carbone sous forme de lipide dans les vésicules avec le climat chaud. Notre échantillonnage a été effectué en octobre, une période également caractérisée par un climat chaud, ce qui pourrait expliquer la présence marquée de vésicules dans nos résultats.

La colonisation ectomycorizienne est plus importante que la colonisation endomycorhizienne quel que soit l'espèce.

Conclusion

Conclusion

L'étude comparative de la communauté mycorhizienne de *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis* de la région de Tigounatine a révélé la présence de la double symbiose ectomycorhizienne et endomycorhiziennes.

Nous avons enregistré une richesse morphotypique total de 60 ECM. Parmi les 60 ECM, 23 se sont révélés communs aux deux espèces.

L'analyse de la fréquence relative des ECM enregistrées chez les deux espèces révèle la présence d'une ECM abondante, de trois ECM fréquentes, 8 ECM rares et de 48 ECM très rares. La fréquence des morphotypes est similaire chez les deux espèces pour le type exploratoire contact, plus élevée chez le cade pour le type courte distance, et plus importante chez le commun pour le type MLD.

La richesse morphotypique selon les types exploratoires du sol dans notre station de Tigounatine en automne 2024 a montré une forte prédominance du type contact suivi des types exploratoires courte distance et moyenne_longue distance.

L'estimation de la colonisation ectomycorizienne a révélé une longueur racinaire ectomycorhizée plus importante chez le commun que chez le cade.

Concernant les endomycorhizes nous avons enregistré un faible pourcentage d'endomycorhization chez les deux espèces. Le pourcentage d'arbuscules chez le J. communis est inférieur à celui des vésicules. En revanche, chez le cade la tendance est inversée où c'est le taux d'arbuscule qui est le plus élevé.

Références bibliographiques

Référence bibliographique.

- Adams R. P., 2014; Junipers of the world: the genus *Juniperus*. 4^{ème} édition, (Ed.) Trafford Publishing Co. Bloomington, IN. 415 P.
- Adams R., 2011: Junipers of the world: The genus *Juniperus* 3rd Edition. Trafford rev, Ouvrage. 426 p.
- Adams R.P. (1998). The Leaf Essential Oil and Chemotaxonomy of *Juniperus* Sect. *Juniperus*. *Biochemical systematics and Ecology*. 26: 637-645
- Agerer R. 2006. Fungal relationships and structural identity of ectomycorrhizae. » *Mycological Progress* 5.2:67-107.
- Belkacem Z., 2015. Contribution à l'étude du cortège floristique de l'espèce *Juniperus Oxycedrus*
- Bolan, N.S. A critical review of the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant & Soil*, 134: 189-207. 1994.
- Brundrett M.C., 2004. Diversity associations. *Biol. Rev.*, 79: 473-495. And classification of mycorrhizal.
- Calvet, G. & Villemin, P. (1986). Interprétation des analyses de terre. SCPA, 24 p.
- Cress W.A., Throneberry G.O. & Lindsey D.L., 1979. Kinetics of phosphorus absorption by mycorrhizal and non-mycorrhizal tomato roots. *Plant Physiol.*, 64 : 484-487.
- Damerджи, A. & Meniri, R. (2014). Contribution à l'étude écologique des Gastéropodes dans les stations à *Juniperus oxycedrus* L. (Cupressacées) dans les Monts de Tlemcen (Algérie nord-occidentale). *Afrique Science*, 10 (2), 382–393
- DANIEL P S., ROBERT J R., AYLING S M., 1988 – phosphorus uptake by plants: from soil to cell. *Plant Physiology* 116. Pp 447 à 453..
- DEHNE, W. (1982) Interaction between vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and plant-pathogens, *Phytopathology*, 72: 1115-1119.
- Dexheimer J., 1997. Etude structurale et fonctionnelle des interfaces entre le champignon et la plante-hôte. *Rev. Forest. F.*, 49 : 43-56.
- Duddridge, J. A. & Read, D. J. (1984a). The development and ultrastructure of ectomycorrhizas. I. Ectomycorrhizal development on pine in the field. *New Phytologist*, 96(4), 565–573.
- Fortin J. A., Planchette C. and Piché Y... Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte. Multi Monde Quac. (Eds.), Quebecs, 131 p. 2008.
- Fortin-Gagnon, O. L.V. I. E. R. (2016). L'INCERTITUDE MACROECONOMIQUE AU CANADA ET AU QUEBEC.
- Garbay ; 1998. Les plantations forestières tropicales. Un champ d'application privé légitime pour la mycorrhization contrôlée. *Revue : Bios et forêt des tropiques*. 216.23-34.
- Garbaye J. La symbiose mycorrhizienne. Synthèse edit-Quae. 251p. 2013.
- García, D., Zamora, R., Gómez, J. M., Jordano, P., & Hódar, J. A. (2000). Geographical variation in *Juniperus communis* seed abortion, predation and production. *Journal of Ecology*, 88(3), 436–446.

- GARNIER G., BEZANGER-BEAU QUESNE L., DEBRAUX G (1961). Ressources médicinales de la flore française. Tome 1. Vigot Frères éditeurs. Paris.
- Genetet, I., Martin, F., Mousain, D., & Salsac, L. (1984). Utilisation des sources d'azote minéral par des ectomycorhizes en synthèse. *Canadian Journal of Botany*, 62(10), 2229-2235.
- Harley J. L., 1978. Nutrient absorption by ectomycorrhizas. *Physio. Vég.*, 16 : 543-555.
- Hopkins W., 2003 : *Physiologie végétale*. Ed. De Boeck et Locier. Paris. 514p.
- Klimko M., Boratynska K., Montserrat JM., Didukh Y., Romo A., Gomez D., Kluza-Wieloch M., Marcysiak K. and Baratynski A. (2007). Morphological variation of *Juniperus oxycedrus* subsp. *Oxycedrus* (Cupressaceae) in the Mediterranean region. *Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*. 202 : 133-147.
- Le Tacon F. (1985). Les mycorhizes : une coopération entre les plantes et les champignons. *La recherche* 16 : P.624-632.
- LINDERMAN, RG. (1994) Role of VAM fungi in biocontrol. Pp 1-26. Dans: Pflieger F.L. et R.G. Lindeman (eds). *Mycorrhize and plant Health*. APS, St-Paul.
- Lucienne, (1961), Saule, (2002), Dupont et Guignard, (2007) in Belkacem Zeyneb., (2015). Contribution à l'étude du cortège floristique de l'espèce *Juniperus oxycedrus* (Cupressacées) dans la région de Tlemcen, Mémoire master2, en Ecologie Végétale et Environnement Université Abou Bekr Belkaid p 11,12-17.
- Maire R., 1952 : Flore de l'Afrique du Nord. Encyclopédie biologique. Volume 01. Ed.
- Maire, R. (1967). Flore de l'Afrique du Nord. Éditions Paul Lec.
- Mediouni K., Yahi N... Etude structurale de la série du cèdre à Aït-Ouabane. 1989.
- Miara, M. D., Hammou, M. A., & Aoul, S. H. 2013. Phytothérapie et taxonomie des plantes médicinales spontanées dans la région de Tiaret (Algérie). *Phytothérapie*, 11(4), 206-218 p.
- Negre R. Contribution à l'étude phytosociologique de l'Oisans : La Haute vallée du, 1950. Paul lechevalier, Paris, 366p.
- Prescott L.M., Harley J.P. et Klein D.A., 2003 : *Microbiologie*. Ed. De Boeck. 1164p.
- Peterson R. L., Massicotte H. B., Melville L. H. 2004. *Mycorrhizas: anatomy and cellbiology*. CABI publishing. 182
- Peterson R.L. Ultrastructural localization of heavy metals in the extraradical mycelium a spores of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *Canadian journal of Microbiology*, 54: 103-110. 2008.
- Peyronnel B., Fassi B., Fontana A., Trappe J.M. (1969). Terminology of Mycorrhizae. *mycologia*. p.410-411.
- PHILIPS, J.M., HAYMAN, D.S. (1970) Improved procedur. For clearing and staining parasitic and vesicular – arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans.Br.Mycol.Soc.*, 55, 158-156.Q
- Quezel P. et Barbero M. (1989). Les formations à genévriers rampants du Djurdjura (Algérie). Leur signification écologique, dynamique et syntaxinomique dans une approche globale des cédraies Kabyles. *Lazaroa, Madrid*, 11 : 85-99.

- Quezel P. et Medail F. Que faut-il entendre par « forêts méditerranéennes ». Forêt méditerranéennes T. XXIV. N°1. Pp :11-30. 2003.
- Quezel P. et Santa S. (1962). Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Centre de la recherche scientifique, Vol.01 : 1-565.
- Quezel P., Gast M., Génévrier. Encyclopédie Berbère, V.20 : 3016-3023. 2011.
- Ricklefs, I. A. & Miller, O. K. Jr. (2005). Ectomycorrhizal fungal communities at forest edges. *Journal of Ecology* 93(2), 244–255.
- Schulz C., Jagel A., and Stutzel T. (2003). Cone morphology in *Juniperus* in the light of cone evolution in Cupressaceae s.l. *Flora*. 198 :161-177.
- Simon et al. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. 1993.
- Simon, L., Bousquet, J., Levesque R.C., and Lafonde M, 1993 Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature*, 363: 67-69
- Smith S.E., et Read D.J., 1997. Mycorrhizal symbiosis, 2nd edn. Academic, London.
- Smith SE, Read DJ. Mycorrhizal Symbiosis. 3rd edition. London, UK: Academic Press. 2008.
- SMITH, S., & READ, D. 2008. Colonization of roots and anatomy of arbuscular mycorrhiza
- Strullu, D.G. (1979). Contribution à l'étude des mycorhizes ectotrophes : mise en évidence de la structure et du rôle du manteau fongique chez quelques espèces forestières. Thèse de doctorat, Université d'Angers, France, 158p.
- Strullu D.G. (1989). Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées *Journal of Botany*. N° 82. P.1074-1088. Ed. Lavoisier. P.26.
- Strullu D.G., 1991. Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées. Technique et Documentation- Lavoisier, Paris. 3^{ème} Edition, Paris, 250P.
- Sturmel, M. (2006). Arbuscules de champignons mycorrhiziens dans des cellules corticales racinaires.
- Thomas, D., Busti, J. et Mandin, J.-P. (2007). Étude sur la répartition des conifères en Algérie. *Revue des Sciences Naturelles*, 45(2), 215-230.
- Tommerup IC (1984), Persistence of infectivity by germinated spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soil. *Trans Br Mycol Soc* 82 :275-282.
- Tommerup, I. C. (1984). Development of infection by a vesicular–arbuscular mycorrhizal fungus in *Brassica napus* L. and *Trifolium subterraneum* L. *New Phytologist*, 98(3), 487–495.
- Trabut Louis Charles. Répertoire des noms indigènes des plantes spontanées, cultivées et utilisées dans le nord de l'Afrique. Alger. 355 p. (Collection du centenaire de l'Algérie. Flore du nord de l'Afrique). 1935.
- Trouvelot et al 1986.
- Van Bol. Jardin Des Plantes à Couleurs, éditeur responsable : secrétaire communal. P 68. 2007.

- Van Der Heijden et Vosatko. Mycorrhizal associations of *Salix repens* L. communities in succession of dune ecosystems. II. Mycorrhizal dynamics and interactions of ectomycorrhizal and arbuscular mycorrhizal fungi. 1999.
- Van Der Heijden. Measuring it Core Capabilities for Electronic Commerce. 2001.
- Wojterski, T.W. (1988). Guide de l'excursion internationale de phytosociologie en Algérie du Nord (1985).274 p.
- Wubet T., Weiß M., Kottke I., Oberwinkler F. 2002. Morphology and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in wild and cultivated Can. J. Bot. 81.
-

Référence en ligne

- *Juniperus oxycedrus* L., 1753 – Genévrier oxycède [en ligne], photographie de P. Gourdain, disponible sur : https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/70763.
- *Juniperus communis* L. – Genévrier commun [en ligne], Cueilleurs Sauvages, disponible sur : <https://cueilleurs-sauvages.fr>.

Résumé

Résumé

Afin de mieux connaître le statut mycorhizien de *Juniperus communis* et *Juniperus oxycedrus* dans la station de Tigounatine, une étude comparative de la communauté fongique a été réalisée sur les deux espèces.

Un prélèvement a été réalisé durant l'automne 2024. L'observation et l'étude morpho-anatomique des deux espèces a mis en évidence la présence de 60 morphotypes ectomycorhiziens. Parmi ces 60 morphotypes nous avons distingué 23 morphotypes communs aux deux espèces, 18 morphotypes spécifiques pour le *Juniperus communis* et 19 pour le cade. L'estimation de la colonisation ectomycorhizienne a révélé un taux élevé chez le *Juniperus communis* par rapport au *Juniperus oxycedrus*.

L'analyse a aussi inclus l'état endomycorhizien des deux espèces. Nous avons enregistré la présence de différentes structures endomycorhiziennes avec un faible pourcentage d'endomycorhization chez les deux espèces. Le *J. communis* présente d'avantage de vésicules que d'arbuscules, contrairement au cade, où les arbuscules sont plus abondants.

Les résultats du test de L'ANOVA ont montré des différences significatives concernant la richesse ectomycorhizienne et la richesse de type contact en faveur du *Juniperus oxycedrus*. Ainsi des différences significatives pour les stratégies d'exploration du sol de type courte distances et aussi la fréquence endomycorhizienne en faveur du *Juniperus communis*.

Mots clés: *Juniperus communis*, *Juniperus oxycedrus*, ectomycorhize, endomycorhize.

Abstract

To better understand the mycorrhizal status of *Juniperus communis* and *Juniperus oxycedrus* at the Tigounatine site, a comparative study was conducted on the two species.

A sample was collected in the fall of 2024. Observation and morphoanatomical studies of the two species revealed the presence of 60 ectomycorrhizal morphotypes. Among these 60 morphotypes, we distinguished 23 morphotypes common to both species, and 18 specific morphotypes for *Juniperus communis* and 19 for *Juniperus oxycedrus*.

Estimates of ectomycorrhizal colonization revealed a high rate in *Juniperus communis* compared to *Juniperus oxycedrus*.

The analysis also included the endomycorrhizal status of the two *Juniperus* species. In these species, we recorded the presence of different endomycorrhizal structures with a low percentage of endomycorrhization in both species. *J. communis* has more vesicles than arbuscules, unlike *Juniperus oxycedrus*, where arbuscules are more abundant.

The results of the ANOVA test showed significant differences in ectomycorrhizal richness and contact type richness in favor of *Juniperus oxycedrus*. Thus, significant differences in short-distance soil exploration strategies and also endomycorrhizal frequency in favor of *Juniperus communis*.

Keywords: *Juniperus communis*, *Juniperus oxycedrus*, ectomycorrhiza, endomycorrhiza.