



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور-الجللفة

Université Ziane Achour-Djelfa

كلية علوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Biologie

Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Filière : Biotechnologies

Spécialité : Biotechnologie Végétale

Thème

Contribution à l'étude des champignons mycorhiziens
associés à une *Fabaceae* : *Genista aspalathoides* Lam. de
la localité de Djellalia (Région de Djelfa).

Présenté par : BELHOUT Mubarka

M. LAHOUEL Mohamed	M.C.B.	Président	U.Z. A. Djelfa
M. GUIT Brahim	Professeur	Promoteur	U.Z.A. Djelfa
Mme BOUABDELLI Zahra	A.R.	Co-promotrice	CRAPast
Mme LAHRECH Nour E. H.	M.A.A.	Examinatrice	U.Z.A. Djelfa

Soutenu le 05/10/2024

Année Universitaire 2023-2024

Remerciements

Tout d'abord, je remercie Dieu le Tout-Puissant et Miséricordieux, qui nous a donné la force et le courage d'accomplir cet humble travail.

J'adresse mes remerciements aux membres du jury, M. LAHOUEL Mohamed, président de jury et Mme LAHRECH Nour El Houda, qui m'ont fait l'honneur d'accepter de prêter serment sur mon travail.

J'exprime ma profonde gratitude et appréciation à mes encadrants, Professeur GUIT Brahim et Co-promotrice Mme BOUABDELLI Zahra, pour leur encadrement, leurs conseils et leurs sacrifices afin d'apporter le meilleur et leur suivi pendant la période de préparation de ce mémoire.

J'adresse mes sincères remerciements à tous les enseignants qui, par leurs conseils et leurs efforts au cours des dernières années, m'ont amenée ici, merci vraiment beaucoup pour la qualité de l'enseignement qu'ils m'ont prodigué.



Dédicaces

En témoignage d'amour et d'affection, je dédie avec fierté cette humble œuvre à tous ceux qui me sont chers :

Ma chère mère **Mira, qui a œuvré à ma réussite, par son amour et son soutien et tous les sacrifices qu'elle a consentis et ses précieux conseils, pour toute son aide et sa présence dans ma vie.*

**Que Dieu vous protège, et garde le succès à ma portée afin que je puisse vous combler de bonheur*

Mon cher père **Mokhtar qui peut être fier et trouve ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie.*

Toute ma famille, mes sœurs et mes frères

Mes chers amis Marwa, Sara, Meriem, Ikram, Sana, Djawida, Wafaa, Amel, Nora, Rabia, merci pour votre soutien, vous avez tout l'amour



BELHOUT Mebarka

Liste des abréviations

MA : Mycorhize à arbuscule

CMA: Champignons mycorhiziens à arbuscules

ECM : Ectomycorhize

INVAM : International culture collection of arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal

MYC : mycorhize

CaCO₃ : Calcaire total

H₂O₂ : Eau oxygénée

KOH : hydroxyde de potassium

HCL : Hydrogen chloride

CO₂ : Carbon dioxide

FAA: Formaldehyde, alcohol, acetic acid

O .N .M : Office National de Météorologie

M : Moyenne des températures maximale

m : Moyenne des températures minimales

P : Précipitation

pH : Potentiel Hydrogène

CE : conductivité électrique

µm : Micromètre

M.O (%) : Taux de matière organique

F% : Fréquence des mycorhizes dans le système racinaire

M% : Intensité de la colonisation mycorhizienne dans le système racinaire

m% : Intensité de la colonisation mycorhizienne dans les fragments de racines

a% : Abondance des arbuscules dans les parties mycorhiziennes des fragments de racines

A% : Abondance d'arbuscules dans le système racinaire

% : pourcentage

mm : Millimètre

Liste des Figures

N° de figure	Titre des figures	Page
Figure 1	Aspect d'un arbrisseau de <i>Genista aspalathoides</i> Lam.	8
Figure 2	Schéma des différentes étapes de colonisation des champignons mychoriziens arbusculaires.	18
Figure 3	Les trois groupes de champignons formant une symbiose mycorhizienne avec les racines des plantes.	24
Figure 4	Carte de localisation de la zone d'étude.	26
Figure 5	Prélèvement de racines et sol rhizosphérique sous un arbuste.	30
Figure 6	Triangle des textures selon USDA	32
Figure 7	Lavage des racines dans un bécher	33
Figure 8	Blanchissement des racines avec du KOH.	33
Figure 9	Coloration des racines avec du bleu de méthylène	34
Figure 10	Placement des racines dans des boîtes contenant de la glycérine	35
Figure 11	Coloration des racines puis montage sous lames	35
Figure 12	Notation du degré de mycorhization des fragments racinaires.	37
Figure 13	Séparation des spores par tamisage humide	38
Figure 14	Séparation des spores à l'aide d'une centrifugeuse	39
Figure 15	Préparation d'une solution de saccharose (50 %)	39
Figure 16	Isolement des spores par distillation	40
Figure 17	Placement des spores au réfrigérateur à 4 °C dans une boîte de Pétri	40
Figure 18	Observations microscopiques des trois types des structures fongiques d'endomycorhize à arbuscules et vésicules (CMA) chez <i>Genista aspalathoides</i> Lam. (X 40). Barre = 20µm	45
Figure 19	Spores isolées à partir du sol rhizosphérique de <i>Genista aspalathoides</i> Lam.	48
Figure 20	Densité des espèces sporales dans le sol rhizosphérique de <i>Genista aspalathoides</i> Lam.	50

Liste des Tableaux

N° de tableau	Titre de tableau	Page
Tableau 1	Positionnement systématique des Fabacées selon les approches phylogénétiques ou morphologiques de Cronquist (1981) et APG III (2009) .	4
Tableau 2	Position systématique du Genre <i>Genista</i> .	8
Tableau 3	récapitulatif des caractéristiques morphologique des huit types de symbiose mycorhizienne.	14
Tableau 4	Températures minimales, maximales et moyennes (2002-2020).	27
Tableau 5	Données pluviométriques pour le site de Djelfa (Djellalia).	28
Tableau 6	Résultats des analyses physico-chimiques des sols.	43
Tableau 7	Paramètres de mycorhization d'infection racinaire de <i>Genista aspalathoides</i> Lam en hiver.	46
Tableau 8	Paramètres de mycorhization d'infection racinaire de <i>Genista aspalathoides</i> Lam au printemps.	46
Tableau 9	Espèces de CMA isolées de la rhizosphère de <i>Genista aspalathoides</i> Lam.	49

Sommaire

Remerciements	
Dédicaces	
Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Introduction	1
Chapitre I : Synthèse bibliographique sur les Fabaceae et l'espèce étudiée	
1. 1. Généralités sur les Fabacées.	4
a. Position systématique.	4
b . Description botanique.	6
1.2. Le Genre <i>Genista</i> .	7
a. Généralités sur le Genre.	7
b. Taxinomie.	8
a. Espèces algériennes du genre et leur écologie.	9
b. Description de l'espèce étudiée.	9
1.3. Les symbioses chez les <i>Fabaceae</i> .	9
a. Principe.	10
b. Intérêts.	11
Chapitre II : La symbiose mycorrizienne	
II.1. Généralités	13
II.2. Les différents types de symbiose mycorrhizienne	13
II.2.1. Les Ectomycorhizes	15
II.2.2. Les Endomycorhizes	15
II.2.2.1. Les Mycorhizes Arbusculaires	15
II.2.2.2. Les Mycorhizes orchidoïdes	16
II.2.2.3. Les Mycorhizes éricoïdes	17
II.2.2.4. Les Mycorhizes monotropoïdes	17
II.2.2.5. Les Pseudomycorhizes à Endophyte Brun Cloisonné	17
II.2.3. Les Ectendomycorhizes	18
II.3. Les différents stades de développement de l'interaction	18
II.4. L'importance de la symbiose mycorrhizienne	19
II.4. 1. Importance des mycorhizes pour le champignon	20

II.4.2. Importance des mycorhizes pour la plante hôte	20
II.4.2.1. Amélioration de l'absorption azotée et phosphatée	20
II.4.2.2. L'absorption de l'eau	21
II.4.2.3. Amélioration de l'absorption des oligoéléments	21
II.4.2.4. Protection des racines contre les agents pathogènes et résistance aux stress biotiques et abiotiques	22
II.5. Diversité taxinomique des champignons mycorhiziens	23
Chapitre III : Matériel et Méthodes	
Partie I : Site d'étude.	26
III.1. Situation géographique.	26
III.2. Géologie et géomorphologie.	27
III.3. Pédologie.	27Er
Partie 02 : Méthodologie adoptée sur terrain.	28
III.6. Objectif de l'étude.	28
III.7. Échantillonnage.	29Er
III.8. Analyses physico-chimiques des sols.	29
III.9. Étude des CMA	31
Chapitre IV: Résultats et discussions	
IV.1. Résultats.	43
IV.1.1. Résultats des analyses physico-chimiques.	43
IV.1.2. Formes et structures microscopique des mycorhizes.	44
IV.1.3. Paramètres d'estimation de taux de mycorhization.	44
IV.1.4. Observation et caractérisation des spores.	47
IV.1.9. Dénombrement des spores.	49
IV.2. Discussions.	50
IV.2.1. Paramètres physico-chimiques du sol.	50
IV.2.2. Paramètres d'estimation du taux de mycorhization.	51
IV.2.3. Caractérisation des spores.	53
Conclusion.	57
Références bibliographiques.	60
Annexes.	
Résumé.	

A circular floral wreath composed of various dried flowers and greenery. The arrangement includes tall, feathery grasses, small white and pink blossoms, and clusters of dried berries or buds. The colors are muted and earthy, ranging from soft pinks and whites to various shades of brown and tan. The wreath is set against a plain white background.

Introduction

Introduction

La famille des Fabacées est considérée comme l'une des familles végétales les plus importantes au monde en raison de son importance environnementale, agricole et économique. Cette famille comprend de nombreuses plantes utilisées en alimentation humaine et animale, comme les haricots, les pois, les haricots de Lima et les lentilles (Graham et Vance, 2003).

Dans cette étude, *Genista aspalathoides* Lam a été mise en examen. Appartenant à la famille des Fabacées, Le Genre *Genista*, compte environ une centaine d'espèces, principalement présentes dans la région méditerranéenne et en Asie de l'Ouest (Noccioli *et al.*, 2011). Ce sont des arbustes épineux, parfois sans épines, reconnaissables par leurs feuilles simples à triples (Rizzi et Feoli, 1994).

Genista aspalathoides est un petit arbuste de 10 à 50 cm de haut et épineux dans son ensemble. Il pousse dans les fissures des rochers et sur les pentes, avec des fleurs jaunes (Chamberlain et Matthews, 1970).

L'une des relations biologiques importantes qui contribuent au succès et à la croissance de ces plantes est la relation symbiotique avec les champignons mycorhiziens appelés mycorhizes (Brundrett, 2002).

Les mycorhizes sont un type de champignon qui s'attache aux racines des plantes dans une relation symbiotique mutuellement bénéfique. Ces champignons aident les plantes à absorber les nutriments du sol, en particulier le phosphore, dont la disponibilité est souvent limitée dans de nombreux environnements. En échange, le champignon obtient des glucides que la plante produit par photosynthèse (Smith et Read, 2008). Selon Zaidi *et al.* (2003), la majorité des *Fabaceae* établissent des relations symbiotiques avec des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA).

Les CMA forment des relations symbiotiques avec les plantes, y compris celles de la famille des Fabacées. Les recherches montrent que les Fabacées sont l'une des familles de plantes les plus étudiées en ce qui concerne la diversité des CAM, aux côtés d'autres familles telles que les Astéracées et les Poacées (Singh *et al.*, 2021 ; Gómez-Acata *et al.*, 2019). Les études indiquent que les CMA jouent un rôle crucial dans l'amélioration de la croissance des plantes et l'absorption des nutriments, surtout dans les sols pauvres ou dégradés (Silva *et al.*, 2021). Par exemple, lors de la restauration de réserves naturelles avec des plantes comme

Acacia farnesiana et *Genista aspalathoides*, la présence de CMA dans le sol a été démontrée comme favorisant la croissance et le développement des plantes (Peña-Becerril *et al.*, 2016). De plus, l'interaction entre les CMA et les Fabacées peut avoir des implications importantes pour la santé des plantes et les efforts de restauration des écosystèmes, rendant ces relations symbiotiques essentielles à la croissance durable des plantes et à la conservation de l'environnement (Faad *et al.*, 2018). En Algérie, le genre *Genista* comprend plusieurs espèces, dont *Genista aspalathoides*, *Genista saharae*, *Genista ulicina*, *Genista tricuspidata* et *Genista scorpius*, adaptées aux conditions méditerranéennes et très arides. Ces espèces sont souvent associées à des champignons mycorhiziens arbusculaires et font grand usage de ces associations pour survivre dans des environnements hostiles (Mahi et Ennabili, 2007).

L'objectif de ce travail s'articule sur les points suivants : (1) étudier le sol et ses propriétés sur lequel se développe l'espèce étudiée. (2) évaluer le taux de champignons mycorhiziens associés à *Genista aspalathoides* Lam , (La fréquence des champignons, Leur intensité de colonisation dans le système racinaire, leur intensité dans les fragments mycorhiziens, la richesse arbusculaire de la partie mycorhizienne, la richesse arbusculaire du système racinaire). (3) identifier les espèces de champignons extraites de leur sol rhizosphérique.

Ce travail se compose de quatre chapitres :

Le premier chapitre est une présentation de la famille des *Fabaceae* et de l'espèce étudiée (*Genista aspalathoides* Lam.).

Le second traite de la symbiose mycorrhizienne, principe, types de symbioses et leur importance.

Le troisième chapitre est une présentation de la zone d'étude, du matériel et de la méthodologie expérimentale adoptée sur terrain et au laboratoire.

Le dernier chapitre s'est concentré sur la présentation des résultats obtenus, leurs interprétations et discussions.



Chapitre I

Synthèse bibliographique

sur les Fabaceae et l'espèce étudiée

1. 1. Généralités sur les Fabacées

Les Fabacées, également connues sous le nom de Légumineuses ou de famille des haricots et des pois, constituent la troisième plus grande famille de plantes, après les *Asteraceae* et les *Orchidaceae*, en termes de nombre d'espèces (Christenhusz et Byng, 2016).

La famille des Fabacées regroupe environ 770 genres et 19.500 espèces (Hughes et LPWG, 2017 ; Christenhusz et Byng, 2016).

Le genre *Astragalus*, appartenant à la Sous-famille des *Faboideae*, est le plus important. C'est également le genre le plus vaste parmi les plantes à fleurs en général, avec 3.270 espèces (Watrous et al., 2011). Cette famille se divise en trois sous-familles : *Mimosoideae*, *Caesalpinioideae* et *Papilionoideae* (ou *Faboideae*) (Wink, 2013).

a. Position systématique

En se basant sur la morphologie florale, cette famille est subdivisée en trois sous-familles :

- La sous-famille des *Papilionoideae* ou *Faboïdeae*.
- La sous-famille des *Caesalpinioideae*
- La sous-famille des *Mimosoideae*.

Deux d'entre elles (les *Papilionoideae* et les *Mimosoideae*) sont monophylétiques, tandis que la troisième (les *Caesalpinioideae*) est paraphylétique (Dhane, 2011).

Tableau 1. Positionnement systématique des Fabacées selon les approches phylogénétiques ou morphologiques de Cronquist (1981) et APG III (2009) (in Boutaghane, 2013).

<i>Fabaceae</i>			
(Cronquist, 1981)		(APG III, 2009)	
Règne	<i>Plantae</i>	Règne	<i>Plantae</i>
Embranchement	<i>Magnoliophyta</i>	Embranchement	<i>Spermaphytes</i>
Sous-	–	Sous-	<i>Angiospermes</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>	Classe	<i>Eudicotyledonae</i>
Sous Classe	<i>Rosidae</i>	Sous-Classe	<i>Rosidae</i>
Ordre	<i>Fabales</i>	Ordre	<i>Eurosidæ (=Fabidées)</i>
Sous-ordre	–	Sous-Ordre	<i>Fabales</i>
Famille	<i>Fabaceae (=Papilionaceae)</i>	Famille	<i>Fabaceae</i>
Sous-famille	–	Sous-Famille	<i>Faboideae,</i>

*** Les *Faboideae***

La sous-famille des *Faboideae* comprend plus des deux tiers des espèces des trois Sous-Familles de Légumineuses. Cosmopolite, elle regroupe environ 14.000 espèces réparties en 476 genres, couvrant à la fois les régions tropicales et tempérées. Les membres de cette Sous-Famille sont principalement des herbacées, mais on y trouve aussi des arbres et des arbustes. Parmi les espèces étudiées, qui représentent 21 % du total, 97 % sont capables de former des nodules avec le genre *Rhizobium*. Les *Papilionoideae* jouent un rôle crucial en agriculture, étant cultivées pour leurs graines riches en protéines ou pour leurs qualités fourragères (Riah, 2014).

*** Les *Caesalpinioideae***

La Sous-Famille des *Caesalpinioideae* est connue pour sa grande diversité de formes, allant des arbres et arbustes aux plantes herbacées. Les membres de cette Sous-Famille se trouvent principalement dans les régions tropicales et subtropicales du monde. Ils se caractérisent généralement par leurs feuilles et fleurs composées, souvent zygomorphes (symétrie bilatérale), Les fleurs ont généralement cinq pétales, le pétale supérieur étant souvent distinct des autres. Le fruit est généralement une gousse (légume) (Bruneau *et al.*, 2024).

Cette Sous-Famille comprend un total de 150 genres et environ 2.700 espèces, dont des exemples notables sont *Cassia*, *Cercis* et *Caesalpinia* (Botineau, 2010).

*** Les *Mimosoideae***

La Sous-Famille des *Mimosoideae*, qui comprend quatre tribus, se trouvent principalement dans les régions subtropicales d'Afrique, d'Amérique, d'Asie et d'Australie. Actuellement, cette Sous-famille compte 62 genres et environ 3.270 espèces, dont la plupart (90 %) sont nodulées, selon les tests effectués sur 10 % d'entre elles (De Faria *et al.*, 1989).

b. Description botanique

La Famille ou Superfamille des Fabacées comprend des plantes dicotylédones, dialypétales, à ovaire supérieur, qui peuvent être herbacées ou arborescentes, annuelles, bisannuelles ou pérennes (Judd *et al.* , 2002 ; Marouf et Reynaud, 2007). Dans cette famille, on remarque également une grande variété de types floraux, résultant de plusieurs tendances

évolutives, plus ou moins simultanées, notamment une diminution du nombre d'étamines et l'émergence d'une fleur zygomorphe (Meriane, 2018).

* Appareil végétatif

- **Feuilles** : Selon Morel (2011), les feuilles des Fabacées se présentent généralement de manière alternée, peuvent être pennées ou trifoliolées, et sont munies de stipulées.

- **Racines** : Les racines sont pivotantes, fréquemment présentes, produisent des nodosités contenant du rhizobium qui se forment en cas de carence en azote dans le sol (Dupont et Guignard, 2007).

* Appareil reproducteur

- **Fleurs** : Sont irrégulières en forme de papillon. Ces fleurs caractéristiques sont parfaites, avec 5 pétales : un grand pétale ovale, 2 pétales en forme de quille allongée soudés ensemble, contenant 10 étamines et 2 pétales latéraux appelés ailes. Les étamines sont regroupées dans une gaine entourant le pistil. Les pétales des légumineuses sont souvent blancs, mais peuvent aussi être violet foncé, violet, rose, saumon ou rouge (Navazio, 2012).

- **Fruit** : Appelé gousse ou légume, est à l'origine de leur nom commun de Légumineuses, le plus connu pour cette famille. C'est un fruit qui s'ouvre généralement à maturité grâce à une double ouverture : dorsale et ventrale (Wojciechowski et *al.*, 2004).

Selon les espèces, la gousse peut être sèche ou charnue, aplatie ou comprimée, spiralée, arquée, ailée, segmentée, articulée, verdâtre ou colorée. Sa taille varie de quelques centimètres à environ trente centimètres (Botineau, 2010).

c. Intérêts de la Famille

* Intérêts économiques

Cette famille revêt une grande importance économique, principalement grâce à ses variétés de haricots riches en graines, représentant jusqu'à 70 % du poids sec. Ces haricots, tels que les haricots rouges, les pois, les lentilles, les fèves, les pois chiches et le soja, fournissent une source cruciale de protéines végétales pour les humains. En parallèle, diverses variétés d'oléagineux, comme l'arachide, sont également consommées sous forme de graines (Botineau, 2010 ; Spichiger et *al.*, 2004).

*** Intérêt industriel**

Selon Hostettmann et *al.* (1998), cet intérêt provient du fait que de nombreuses espèces de cette famille fournissent des produits utilisés dans l'industrie. Par exemple, le soja est largement employé dans l'élevage industriel.

*** Intérêt alimentaire**

Les *Fabaceae* sont particulièrement intéressantes sur le plan alimentaire, car elles fournissent une source majeure de protéines et de lipides, et sont intégrées dans l'alimentation tant humaine qu'animale (Mekkiou, 2005).

*** Intérêt médicinal**

Les membres de la famille des Fabacées sont utilisés pour traiter le rhumatisme, l'inflammation, l'arthrite, le néoplasme, les hémorroïdes, la bronchite, l'asthme, les infections des voies urinaires et les maladies du foie depuis de nombreuses années (Demir et *al.* , 2019) .

Selon Mouity (1999), les plantes appartenant à la famille des *Fabaceae* sont utilisées dans les secteurs de l'alimentation humaine, de l'alimentation animale et de la médecine.

1.2. Le Genre *Genista***a. Généralités sur le Genre**

Le Genre *Genista*, décrit pour la première fois par Linné en 1753, fait partie de la Famille des Légumineuses, de la Sous-Famille des Papilionoïdées et de la Tribu des Genistées (Ibraheim et Khalifa, 2000).

Les *Genista* sont des arbustes épineux, parfois sans épines, reconnaissables par leurs feuilles simples à triples, qui peuvent être spécifiées ou non. Le calice comporte cinq sépales: les deux du haut peuvent être séparés ou fusionnés, tandis que les trois du bas forment une lèvre avec trois dents profondes. Parfois, le calice prend la forme d'une cloche et présente cinq dents de taille égale. La coque est rectangulaire, droite et large dans le sens horizontal (Rizzi et Feoli, 1994).

La caractéristique principale est la fusion de dix étamines (cinq longues et cinq courtes) pour former un seul androcée dans un tube non partagé. Le sommet du stigmate est incliné. Les gousses sont fissurées et varient, Les graines ne possèdent pas d'arilles (Rizzi et Feoli, 1994).

Le genre *Genista*, une légumineuse, compte environ une centaine d'espèces, principalement présentes dans la région méditerranéenne et en Asie de l'Ouest (Noccioli et *al.*, 2011).



Figure 1: Aspect d'un arbrisseau de *Genista aspalathoides* Lam (Originale, printemps 2024).

b. Taxinomie

Selon l'APG III (2009), la position systématique du Genre *Genista* est la suivante :

Tableau 2: Position systématique du Genre *Genista*.

Règne	<i>Plantae</i>
Embranchement	<i>Spermaphytes</i>
Sous-embranchement	<i>Angiospermes</i>
Classe	<i>Eudicotyledonae</i>
Ordre	<i>Fabidées</i>
Sous-ordre	<i>Fabales</i>
Famille	<i>Fabaceae (Légumineuses)</i>
Sous-famille	<i>Faboideae</i>
Genre	<i>Genista</i>

c. Espèces algériennes du genre et leur écologie

Selon Boutaghane (2013), Le genre *Genista*, qui regroupe environ 150 espèces, est largement répandu en Europe et dans la région méditerranéenne.

En Algérie, ce genre est représenté par 22 espèces selon Quézel et Santa (1962). Ces espèces sont : *G. aspalathoides*, *G. kabylica*, *G. purgans*, *G. tricuspidata*, *G. candidans*, *G. linifolia*,

G. quadriflora, *G. ulicina*, *G. cinerea*, *G. numidica*, *G. cephalantha*, *G. microcephala*, *G. saharae*, *G. salditana*, *G. umbellata*, *G. vepres*, *G. erioclada*, *G. pomeliana*, *G. spartioides*, *G. ferox*, *G. pseudo-pilosa* et *G. spinulosa*.

Les espèces de ce genre possèdent une grande amplitude écologique, se manifestant dans des régions aux conditions bioclimatiques très variées, allant des zones semi-arides aux zones très humides (Azzioui et *al.*, 2000).

d. Description de l'espèce étudiée

C'est un petit arbuste de 10 à 50 cm de haut, il a de très nombreuses tiges ramifiées et tordues avec des renflements des deux côtés des branches, et elles forment un buisson compact et épineux dans son ensemble, il pousse dans les fissures des rochers et sur les pentes, avec des fleurs jaunes dont un côté du stigmate crée des lames sur la surface (Chamberlain et Matthews, 1970).

Cette espèce se reconnaît grâce aux traits distinctifs suivants :

* **La feuille** : La feuille dans son ensemble, dépourvue de pétiole et de stipules, est réduite à une seule feuille. Elle est relativement petite, étroite et présente une surface couverte de poils (Chamberlain et Matthews, 1970).

* **Le fruit** : Le fruit à maturité a une taille d'environ 10 à 15 mm de longueur et de 3 à 4 mm de largeur. Il présente une teinte brune et est recouvert de petits poils. Les fleurs, habituellement très velues et avec des étamines libres, sont sujettes aux parasites (Chamberlain et Matthews, 1970).

* **Les fleurs** : Les fleurs peuvent être trouvées soit isolées, soit regroupées en 2 à 4. Elles ont généralement à peu près la même longueur que la coque, et sont recouvertes de petits poils, tout comme la coque, qui est également velue (Chamberlain et Matthews, 1970).

1.3. Les symbioses chez les *Fabaceae*

Dans la famille des *Fabaceae*, il existe 4 symbioses qui sont les suivantes : Symbiose rhizobienne (Fixation de l'Azote), symbiose actinorhizienne, endophytes et symbiose mycorrhizienne. L'intérêt de notre recherche porte sur la symbiose mycorrhizienne.

* **Symbiose rhizobienne** : Les *Fabaceae* et les bactéries du genre *Rhizobium* entretiennent une relation de symbiose mutuellement bénéfique. Les bactéries s'installent dans les racines des plantes pour former des nodules où elles convertissent l'azote atmosphérique en

ammoniac, une source d'azote assimilable par la plante (Sprent et Sprent, 1990 ; Oldroyd et Downie, 2008).

* **Symbiose actinorhizienne** : Certaines légumineuses, bien que moins habituelles parmi les *Fabaceae*, peuvent établir des symbioses avec des actinobactéries du genre *Frankia*, une caractéristique plus courante chez des familles comme les *Betulaceae* et les *Casuarinaceae* (Pawlowski et Demchenko, 2012).

* **Endophytes** : Les plantes de la famille des *Fabaceae* peuvent héberger des micro-organismes, à la fois bactéries et champignons, qui résident à l'intérieur de leurs tissus sans leur causer de dommages. Ces micro-organismes, appelés endophytes, offrent des avantages tels que la résistance au stress environnemental et la protection contre les maladies causées par d'autres agents pathogènes (Hardoim et al., 2008).

* **Symbiose mycorhizienne** : La symbiose mycorhizienne chez les *Fabaceae* est une association mutualiste entre les racines des plantes et les champignons mycorhiziens arbusculaires. Cette relation est essentielle pour la nutrition des plantes, car elle facilite l'absorption de nutriments du sol, notamment le phosphore. Les *Fabaceae* bénéficient particulièrement de cette symbiose en raison de leur capacité à fixer l'azote atmosphérique grâce aux nodules racinaires contenant des bactéries rhizobiales, combinant ainsi les avantages de la mycorhization et de la fixation de l'azote (Bonfante et Genre, 2010 ; Van Der Heijden et Sanders, 2002 ; Brundrett, 2002).

a. Principe

Les champignons mycorhiziens établissent une symbiose bénéfique avec les plantes de la famille des *Fabaceae*. Dans cette relation, les champignons envahissent les racines des plantes, aidant ainsi à absorber des nutriments essentiels comme le phosphore. En échange, les plantes fournissent aux champignons des sucres produits par la photosynthèse, créant ainsi une interaction bénéfique pour les deux parties. Ce partenariat favorise la croissance et la santé des plantes, augmentant leur résistance aux maladies et aux stress environnementaux (Smith et Read, 2008 ; Van Der Heijden et Sanders, 2002 ; Brundrett, 2009).

b. Intérêts

La symbiose mycorhizienne chez les *Fabaceae* est un sujet d'intérêt majeur en agronomie et en écologie. Voici quelques-uns des principaux avantages de cette symbiose pour les *Fabaceae* :

- **Amélioration de l'absorption des nutriments** : Les mycorhizes améliorent l'assimilation des éléments nutritifs, notamment des phosphates, chez les plantes qu'elles colonisent. Cette symbiose est particulièrement avantageuse pour les Fabacées, qui ont un fort besoin en phosphore (Smith *et al.*, 2010).
- **Augmentation de la résistance aux stress abiotiques** : Les mycorhizes peuvent apporter un soutien aux plantes pour faire face à des conditions environnementales stressantes comme la sécheresse, le sol salin et la présence de métaux lourds. Cette assistance revêt une importance capitale pour les *Fabaceae* lorsqu'elles évoluent dans des environnements difficiles (Gianinazzi *et al.*, 1997).
- **Fixation d'azote améliorée** : Certains types de symbiose mycorhizienne peuvent encourager les *Fabaceae* à fixer l'azote, leur fournissant ainsi cet élément essentiel à leur développement (Govindarajulu *et al.*, 2005).
- **Amélioration de la résilience des sols** : Les mycorhizes présentes dans les racines des *Fabaceae* améliorent la santé du sol en favorisant sa structure et en augmentant sa capacité à retenir l'eau et les nutriments (Lehmann *et al.*, 2011).
- **Influence sur la croissance et le rendement** : La relation symbiotique entre les champignons mycorhiziens et les *Fabaceae* peut favoriser la croissance et augmenter les rendements de ces plantes, ce qui en fait un aspect crucial à prendre en compte dans les stratégies agricoles (Augé et Robert, 2004).



Chapitre II

La symbiose mycorrizienne

II.1. Généralités

Le terme mycorhize (du grec *mykes*, qui signifie champignon et *rhiza* qui signifie racine a été utilisé pour la première fois par le botaniste allemand FRANK en 1885 pour décrire les organes mixtes racines-champignons cités par ses prédécesseurs depuis plusieurs décennies (Strullu ,1991).

L'organe appelé mycorhize résulte d'une union durable entre les racines certains champignons symbiotique du sol et de la majorité des végétaux, basée sur des échanges réciproques (Mosse ,1957). Les racines fongiques sont un partenaire essentiel dans la relation entre le sol, les plantes et les micro-organismes. .sans les symbiotes fongiques dont elles dépendent et avec lesquels elles coopèrent. Certaines espèces végétales ne peuvent croître normalement, avec qui elles ont co-évolué (Janos ,1980).

Les mycorhizes sont très répandus dans la nature, elles intéressent 95 % des végétaux, l'union favorise la croissance des deux partenaires, elle permet aussi la fructification du champignon. Le végétal fournit au champignon des sucres. (Sieverding et *al.*, 1991).

Il s'agit donc d'un phénomène mycorhizien courant chez les plantes, à l'exception d'un petit nombre de familles telles que les *Brassicaceae*, les *Cyperaceae*, les *Juncaceae*, les *Amaranthaceae* et les *Caryophyllaceae*. qui présentent très peu d'association mycorhiziennes (Strullu, 1991 ; Norman *et al.*, 1985).

II.2. Les différents types de symbiose mycorhizienne

Il existe plusieurs classifications des associations symbiotiques mycorhiziennes. Toutefois, la classification récente est celle de Smith et Read (2008) amendée par Garbaye (2013) (Tableau 3).

Tableau 3: Récapitulatif des caractéristiques morphologiques des huit types de symbiose mycorhizienne (Garbaye, 2013).

Types de symbiose mycorhizienne	Ectomycorhizes	Ectendomycorhizes	Mycorhizes arbutoïdes	Mycorhizes monotropoïdes	Mycorhizes orchidoïdes	Mycorhizes éricoides	Pseudomycorhizes à endophyte brun cloisonné	Endomycorhizes arbusculaires
Groupes de plantes concernés	Certaines Gymnospermes et Angiospermes	Certaines Pinacées (Gymnospermes)	Ericacées (tribus des <i>Arbutoideae</i> et <i>Pyroloideae</i>)	Ericacées (tribu des <i>Monotropoideae</i>)	Toutes les orchidées	Autres Éricacées et certaines Bryophytes	Tous les groupes de plantes terrestres	Presque tous les groupes de plantes terrestres
Groupes de champignons dominants	Ascomycètes et Basidiomycètes	Ascomycètes	Basidiomycètes	Basidiomycètes	Basidiomycètes	Ascomycètes	Ascomycètes	Gloméromycètes
Présence d'un manteau fongique	Oui	Facultatif	Facultatif	Oui	Non	Non	Non	Non
Morphologie du mycélium externe	Très diverse : filaments isolés, mèches, cordons, rhizomorphes	Filaments Isolés	Filaments isolés ou mèches	Filaments isolés ou mèches	Filaments isolés	Filaments isolés	Filaments isolés	Filaments isolés
Présence d'un réseau de hartig	Oui	Oui	Oui	Oui	Non	Non	Non	Non
Colonisation intracellulaire	Non	Oui (filaments ramifiés)	Oui (spores)	Oui (doigts)	Oui (pelotons)	Oui (pelotons)	Oui	Oui (arbuscules, spires, vésicules)

II.2.1. Les Ectomycorhizes

Le mycète forme une gaine ou un manteau autour des racines nourricières de la plante hôte dans les ectomycorhizes. Selon Azcon et Barea (2010), le mycélium entre dans la racine et se développe entre les cellules corticales, créant ainsi le « réseau de Hartig », qui est le lieu de l'échange nutritif entre les associés. Selon (Nouaim et Chaussod, 1996), la symbiose ectomycorhizienne ne concerne que 3 % des espèces végétales, mais elle a été très étudiée car ces espèces représentent la plupart des ligneux à intérêt économique. Ces mycorhizes sont principalement constitués d'Ascomycètes ou de Basidiomycètes et se rencontrent principalement chez les plantes ligneuses. De nombreuses espèces d'arbres tropicaux présentent également des ectomycorhizes sur le système racinaire (Dexheimer, 1997 ; Sugny et Sanglier, 2022).

II.2.2. Les Endomycorhizes

Du grec endon : à l'intérieur, sont caractérisées par l'absence de manchon mycélien externe et par la pénétration des hyphes fongiques dans les cellules corticales. Les endomycorhizes sont plus diversifiées que les ectomycorhizes et des espèces herbacées trouvées dans les racines que dans les racines des arbres appartenant aux Gymnospermes, Angiospermes et Ptéridophytes, ainsi que les gamétophytes de quelques mousses, lycopodes et des Psilotales (Peterson et *al.*, 1981 ; Pocock et Duckett, 1984). Divers groupes fongiques sont impliqués dans la formation de ces associations. Les endomycorhizes sont classés en mycorhizes arbusculaires, mycorhizes éricoïdes, mycorhizes arbutoïdes, mycorhizes monotropoïdes et les mycorhizes d'orchidées (Peterson et *al.*, 2008). Il existe 5 types d'endomycorhizes (Garbaye, 2013)

- Les Mycorhizes Arbusculaires
- Les Mycorhizes orchidoïdes
- Les Mycorhizes éricoïdes
- Les Mycorhizes monotropoïdes
- Les Pseudomycorhizes à endophyte brun cloisonné

II.2.2.1. Les Mycorhizes Arbusculaires

On les trouve dans 72 % des espèces végétales vasculaires terrestres (Brundrett et Tedersoo, 2018). Il s'agit principalement de champignons microscopiques. Dans la cellule

végétale, le mycélium entre dans les cellules corticales de la racine de l'hôte et crée des arbuscules, des vésicules et des pelotons. Les deux partenaires effectuent des échanges nutritifs au niveau des arbuscules. Le champignon explore le sol à travers son mycélium et capture les minéraux essentiels pour la plante. En retour, la plante transmet au champignon du sucre et des lipides afin qu'il puisse se développer et mener à bien son cycle de vie (symbiose indispensable). Ces champignons appartiennent uniquement à l'embranchement des Glomeromycota (Keymer et *al.*, 2017).

Dans le sol ou dans les racines, le champignon sporule, ce qui permet à la plante de faire face à des stress biotiques et abiotiques (Fortin et *al.*, 2015).

Le type le plus fréquemment observé sont les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA), dont les effets positifs sur la croissance et la résistance aux stress de la plupart des plantes économiquement importantes sont reconnus (Bossou et *al.*, 2019).

Selon Dexheimer (1997), on distingue deux catégories : les mycorhizes à arbuscules et les mycorhizes à pelotons d'hyphes cloisonnés :

1 : Les champignons à pelotons : Le champignon entre dans les cellules de la racine dans ce type d'endomycorhize, mais ne crée que très rarement un réseau intercellulaire. La transmission de l'infection est directe d'une cellule à l'autre. Quand un hyphe entre dans une cellule du cortex racinaire, il s'enroule sur lui-même pour former un peloton, comme dans certaines cellules des mycorhizes vasculaires arbusculaires. Selon Dexheimer (1997), il y a les mycorhizes des Ericacées ou éricoïdes et les mycorhizes des orchidées.

2 : Les champignons à arbuscules : Il s'agit du genre le plus commun, en particulier chez les plantes herbacées et de nombreuses espèces ligneuses (Dexheimer, 1997 ; Giri et *al.*, 2005). Au sein des cellules, le mycélium se divise en branches et se développe dans le parenchyme cortical des racines, formant des arbuscules, des vésicules et des pelotons. Aucune gaine fongique n'est présente. Les hyphes entrent dans les cellules corticales des racines, créant ainsi les vésicules et les arbuscules typiques. Les arbuscules sont enfermés par le plasmalemme de la cellule hôte (Giri et *al.*, 2005 ; Fusconi et Berta, 2012).

II.2.2.2. Les Mycorhizes orchidoïdes

Les mycorhizes de type orchidoïde se caractérisent par la formation d'amas d'hyphes fongiques dans les cellules corticales des racines. Lors de leur progression, le champignon

pénètre dans les cellules exodermiques et les hyphes se ramifient à travers le tissu cortical en s'insinuant dans les cellules. Au fil du temps, les amas d'hyphes se désintègrent. Les cellules peuvent être colonisées par plusieurs hyphes à plusieurs reprises. Tous les membres de la famille des Orchidacées sont supposés former ce type de mycorhizes (Boukhelifa et Mahmoudia, 2020).

II.2.2.3. Les Mycorhizes éricoïdes

Les mycorhizes éricoïdes se caractérisent par la formation de pelotons fongiques au sein des cellules épidermiques des poils racinaires fins des espèces de la famille des Éricacées. Les champignons mycorhiziens éricoïdes forment des réseaux d'hyphes lâches à l'extérieur de ces poils racinaires, d'où ils pénètrent dans les parois des cellules corticales pour créer des pelotons intercellulaires qui peuvent entourer étroitement chaque cellule végétale. Toutefois, ces champignons ne traversent pas les membranes plasmiques des cellules végétales (Chabani et Tehache, 2021).

II.2.2.4. Les Mycorhizes monotropoïdes

Les mycorhizes monotropoïdes se caractérisent par la formation d'un réseau de Hartig par les hyphes. Dans ce réseau, certains hyphes se développent en direction des cellules corticales, ce qui provoque une invagination de la paroi de ces cellules, qui prend alors la forme de l'hyphe. Cela crée des protubérances dans les cellules corticales les plus externes, facilitant ainsi les transferts de nutriments. Ce type de symbiose est limité à un petit nombre de Basidiomycota et d'Ericaceae, en particulier les Monotropaceae (Lounici, 2020).

II.2.2.5. Les Pseudomycorhizes à Endophyte Brun Cloisonné

Les pseudomycorhizes endophytes sont des associations symbiotiques entre les racines des plantes et certains champignons qui pénètrent à l'intérieur des cellules végétales sans former de structures spécialisées comme les vraies mycorhizes. Le terme "cloisonné" fait référence à la présence de cloisons dans les hyphes du champignon qui délimitent des compartiments distincts (Bruns et al . ,1998)

II.2.3. Les Ectendomycorhizes

Elles ressemblent aux mycorhizes arbutoïdes et aux ectomycorhizes et monotropoïdes par la présence du manteau de Hartig. On les rencontre chez les Conifères du genre *Larix* et *Pinus*. Ils sont formés par un petit groupe de champignons Ascomycètes (Yu *et al.*, 2001).

II.3. Les différents stades de développement de l'interaction

Sawers *et al.* (2008) ont démontré que l'établissement de la symbiose mycorhizienne entraîne des modifications anatomiques et physiologiques significatives chez les plantes. Ces changements sont en partie dus à l'activation de gènes spécifiques chez la plante hôte, codant pour des molécules qui ne sont pas présentes chez les plantes non mycorhizées. Avant de se former, les mycorhizes commencent sous forme de spores, puis subissent plusieurs phases de développement avant de devenir fonctionnelles (Figure 2). Ces phases sont :

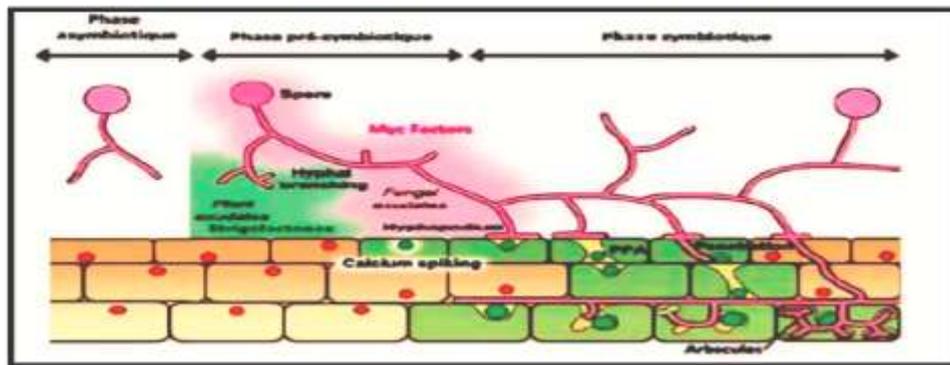


Figure 2 . Schéma des différentes étapes de colonisation des champignons mycorhiziens arbusculaires. Adapté d'après (Bonfante *et al.*, 2010).

a. Phase a-symbiotique

Dans un environnement favorable, les spores peuvent éclore et développer un tube germinatif avant de trouver un hôte potentiel. Si aucune rencontre n'a lieu, les spores se divisent à nouveau pour retrouver leur forme initiale (Figure 2).

b. Phase pré-symbiotique

La mise en place de la symbiose entre la plante et le champignon mycorhizien arbusculaire (CMA) est facilitée par un échange de signaux moléculaires. Ce processus de reconnaissance implique une interaction complexe entre les exsudats racinaires et fongiques, ainsi que les flavonoïdes et les strigolactones émis par la plante-hôte. Ces composés

chimiques émis par la plante agissent en stimulant l'activité métabolique du champignon, comme décrit par (Stevenin ,2011) et (Gaveriaux ,2012). Les spores du champignon stimulent l'expression du gène *Myc* chez le CMA, entraînant la production de facteurs *Myc*. Ces facteurs induisent des modifications dans les cellules hôtes, facilitant l'établissement de la symbiose et la croissance des hyphes colonisant les racines. Lorsque le champignon détecte la présence d'une plante hôte, il réagit en ramifiant intensément ses hyphes, un phénomène appelé "branching" (Stevenin, 2011).

c . Phase symbiotique

Les hyphes initialement se fixent aux parois externes des cellules racinaires pour former un hyphopode, puis les perforent en sécrétant des enzymes qui dégradent la cellulose. La concentration en phosphate joue un rôle crucial dans la régulation de la formation des hyphopodes : Plus cette concentration est élevée, moins d'hyphopodes sont formés (Balzergue *et al.*, 2011). Lorsque les conditions sont idéales, notamment avec un faible taux de phosphate et la présence d'hyphopodes fixés, la plante se prépare à permettre au champignon de pénétrer en développant un dispositif appelé appareil de pré-pénétration (PPA) (Genre *et al.*, 2005). Ce dispositif crée un tunnel facilitant l'accès des hyphes du champignon au cortex racinaire (Devineau, 2015). Une fois à l'intérieur de la cellule, les hyphes se ramifient en de plus en plus petits hyphopodes par dichotomie ; à partir d'un hyphopode initial de 10 µm de diamètre, les ramifications les plus fines peuvent mesurer moins de 1 µm de diamètre. Ces ramifications prennent la forme de petits arbres appelés arbuscules, où se déroulent les échanges symbiotiques, d'où le nom de ces champignons (Gavériaux, 2012 ; Garbaye, 2013).

Après la différenciation des structures à l'intérieur des racines, (Akiyama *et al.* , 2007) ont observé que le champignon produit des spores à partir de son réseau mycélien situé à l'extérieur des racines. Ces spores donnent ensuite naissance à des tubes germinatifs qui peuvent s'étendre sur plusieurs centimètres le long des racines actives, entraînant une infection primaire. De plus, (Tommerup ,1984) a constaté que chez certaines espèces, des vésicules se forment à l'intérieur du cortex racinaire, présentant des propriétés similaires à celles des spores. En outre, les segments de racines mortes ou vivantes peuvent servir de source d'inoculum pour les racines nouvellement développées.

II.4. L'importance de la symbiose mycorhizienne

La symbiose est un mécanisme clé de l'évolution et de l'écologie des organismes, offrant des avantages mutuels aux deux partenaires impliqués. Elle stimule l'innovation évolutive,

facilite la diversification des espèces, et contribue à leur expansion. De plus, la symbiose a un impact significatif sur la richesse, la stabilité, et la complexité des écosystèmes grâce à son rôle régulateur sur les populations et les communautés d'organismes qui y sont directement ou indirectement liés (Gardes, 2003).

II.4. 1. Importance des mycorhizes pour le champignon

En règle générale, le champignon reçoit un flux de photoassimilats de la plante hôte. Selon (Hampp et Wingler, 1997), les sucres transférés (saccharose et glucose) sont convertis en sucres spécifiques du champignon (tréhalose ou mannitol), qui sont utilisés pour la croissance et la respiration. Les acides aminés et les vitamines (biotine et thiamine) sont également utilisés pour transporter ce carbone (Read, 1991 ; Iassac, 1992).

II.4.2. Importance des mycorhizes pour la plante hôte

II.4.2.1. Amélioration de l'absorption azotée et phosphatée

L'azote joue un rôle crucial dans la croissance des plantes. L'absorption de cet élément par les racines peut être renforcée dans les sols qui manquent de nutriments grâce à la présence des champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) (Marschner et Dell, 1994 ; Johansen *et al.*, 1996 ; Smith et Read, 2008).

Les hyphes extra-racinaires ont la capacité de capturer et de assimiler de l'ammonium (Johansen *et al.*, 1993 ; 1996), du nitrate (Bago *et al.*, 1996 ; Johansen *et al.*, 1996), et des acides aminés (Hawkins *et al.*, 2000 ; Hodge *et al.*, 2001) présents dans le sol qui les entoure. Ils peuvent transmettre cet azote à la plante (Hawkins *et al.*, 2000) et également le transférer d'une plante à une autre (He *et al.*, 2003). Les mycorhizes arbusculaires peuvent aussi accroître la disponibilité des diverses formes d'azote pour la plante (Hodge *et al.*, 2001). L'ammonium semble être la principale source d'azote absorbée par les plantes. Étant donné que cet ion est beaucoup moins mobile que le nitrate dans le sol, le type de mycorhize mentionné favorise les plantes hôtes dans des environnements où l'azote assimilable se trouve principalement sous forme d'ammonium (NH_4^+) (Toussaint *et al.*, 2004). Les mycéliums peuvent récupérer le phosphore qui se trouve sous forme libre (c'est ce qu'on appelle le "scavenging"), mais ils ne peuvent pas libérer le phosphore qui est lié aux particules du sol (c'est ce qu'on appelle le "mining") (Lambers *et al.*, 2008). Les racines des plantes peuvent absorber le phosphore plus rapidement qu'il ne se diffuse dans le sol, ce qui crée une zone de

pénurie autour de la rhizosphère. Augmenter la surface des racines, notamment grâce aux hyphes des mycorhizes associées, permet d'explorer une plus grande partie du sol, ce qui aide à compenser la faible diffusion du phosphore dans le sol. Le phosphate présent dans la solution du sol est absorbé par le mycélium externe des racines à l'aide de transporteurs (Harrison, 1995).

Les mécanismes de collecte de phosphore sur les hyphes sont similaires à ceux des racines. C'est un système à haute affinité (Schachtman *et al.*, 1998). Le phosphate absorbé est converti en poly-phosphate (poly-P) et transporté par translocation vers le mycélium intraracinaire. Les poly-P sont ensuite hydrolysés pour libérer des phosphates, qui traversent la membrane du champignon au niveau des arbuscules présents dans les cellules du cortex racinaire. Le champignon stocke le phosphore et le transfère progressivement à la plante, ce qui est prouvé par l'accumulation de poly-P dans le champignon sans augmentation du phosphate dans les vacuoles de la plante hôte. Cela suggère que le champignon peut contrôler la libération de phosphore vers la plante hôte (Solaiman et Saito, 2001). La colonisation double pourrait augmenter la gamme écologique de la plante hôte en améliorant son apport en minéraux : les symbiotes endomycorhiziens faciliteraient l'absorption de phosphore par la plante, tandis que les ectomycorhiziens contribueraient à son approvisionnement en azote (Gardes, 2003).

II.4.2.2. L'absorption de l'eau

Le champignon ectomycorhizien aide à réguler l'hydratation de l'arbre grâce à divers mécanismes. Il joue un rôle à travers la nutrition minérale et en produisant des substances favorisant la croissance (Garbay et Guehl, 1997).

II.4.2.3. Amélioration de l'absorption des oligoéléments

Les mycorhizes peuvent aider de façon notable à décomposer et à minéraliser la matière organique d'origine végétale. Elles permettent également de libérer des nutriments qui peuvent ensuite être utilisés par la plante hôte (Bâ *et al.*, 2010). Le champignon capte les éléments minéraux et les transmet à la plante hôte. Ces transferts se déroulent au point de contact entre les parois des hyphes du champignon et celles des cellules du cortex des racines, dans le réseau de Hartig pour les ectomycorhizes et dans les arbuscules pour les endomycorhizes (Moussain, 1997).

II.4.2.4. Protection des racines contre les agents pathogènes et résistance aux stress biotiques et abiotiques

Dans des conditions naturelles, la grande majorité des plantes, y compris les arbres des forêts, sont en association symbiotique avec des champignons mycorhiziens. Ces champignons fournissent une protection aux racines contre les champignons pathogènes (Smith et Smith, 1997).

La colonisation par des mycorhizes provoque une augmentation notable de la ramification des racines fines, ce qui entraîne également une augmentation des exsudats racinaires. Ces exsudats modifient la microflore et interagissent avec les parasites (Dalpé, 2006). Tant dans des conditions contrôlées que dans des environnements naturels, il a été fréquemment constaté que l'introduction de champignons mycorhiziens peut exercer un effet antagoniste sur les pathogènes du sol (Elna, 1997).

Les plantes qui ont des endomycorhizes montrent une plus grande résistance contre certaines maladies causées par des pathogènes du sol comme *Fusarium*, *Phytophthora* et *Thielaviopsis* selon (Bagyaraj, 1984 ; Azcón-Aguilar et Barea, 1992 ; Oihabi, 1991), ainsi que contre les attaques de nématodes d'après Morandi (1987). Les CMA ont un impact indirect sur les tissus de l'hôte en favorisant la lignification des cellules, ce qui crée une barrière contre l'intrusion des pathogènes (Schenck et Kellan, 1978). Cela s'accompagne également d'une accumulation de composés phénoliques, et d'une activité chitinolytique qui dégrade les parois de certains champignons parasites (Dalpé, 2006). Une autre hypothèse pourrait être que la compétition pour les sites d'infection joue un rôle. Si les CMA colonisent les cellules hôtes en premier, ils pourraient ainsi empêcher le pathogène de pénétrer (Gianinazzi-Pearson et Diem, 1982). Certains composés du métabolisme secondaire peuvent s'accumuler, notamment les composés phénoliques selon Krishna et Bagyaraj (1984) et Blal (1989) et les phytoalexines selon Morandi (1989), dont les niveaux augmentent chez les plantes endomycorhizées. Cette accumulation pourrait également contribuer à inhiber les agents pathogènes. L'endomycorhization peut réduire les effets du stress biotique et abiotique sur les plantes. Elle leur apporte une tolérance accrue à des conditions difficiles comme l'acidité du sol (Gupta et Krishnamerthy, 1996), ainsi qu'au stress hydrique et salin (Pfeiffer et Bloss, 1988 ; Osunubi et *al.*, 1991 ; Rosendahl et Rosendahl, 1991 ; Ruiz-Lozano et Azcon, 1995 ; Ruiz-Lozano et *al.*, 1996 ; Meddich, 1997 ; Abbas, 1998). Les mycorhizes jouent un rôle dans la lutte biologique à travers cinq mécanismes d'interaction principaux. Certains de ces mécanismes ont un impact direct sur la plante, 1 : Un apport nutritif supplémentaire favorise la croissance et améliore la

santé des plantes. 2 : Une modification de la structure des racines. 3 : L'activation ou la désactivation de mécanismes de défense, en particulier ceux qui impliquent plusieurs enzymes. 4 : La compétition directe avec les champignons mycorhiziens dépend de la disponibilité des nutriments et des emplacements d'infection. Elle influence également la structure et la qualité du sol. 5 : Altération de la microflore et hausse du niveau de matière organique (Dalpé, 2006).

II.5. Diversité taxinomique des champignons mycorhiziens

Le règne des champignons présente une grande diversité : il est estimé qu'il existe actuellement environ 1,5 million d'espèces fongiques sur la planète, mais seulement un petit pourcentage, soit environ 100.000 (soit environ 7 %), ont été officiellement décrites et nommées. Parmi ces espèces, seuls trois groupes de champignons entrent en symbiose avec les plantes, et ils sont mis en évidence en caractères gras: les Basidiomycètes, Les Gloméromycètes et les Ascomycètes (Figure 3). il y aurait environ 10.000 espèces de champignons mycorhiziens, principalement des Ascomycètes et des Basidiomycètes, tandis que les Gloméromycètes, qui sont responsables des endomycorhizes à arbuscules, ne représenteraient que 200 à 250 espèces au maximum (Garbaye, 2013).

Cette estimation est préliminaire et probablement sous-estimée, surtout en ce qui concerne les Gloméromycètes, dont l'étude de la diversité moléculaire est encore à ses débuts. Cependant, un premier constat est évident pour les endomycorhizes arbusculaires : un petit nombre de champignons s'associent à un large éventail de plantes terrestres, tandis que les ectomycorhizes montrent qu'un grand nombre de champignons ne s'associent qu'à quelques espèces de plantes ligneuses (Garbaye, 2013).

Pour les autres types de mycorhizes spécialisées, tels que les orchidoïdes ou les éricoïdes, la situation est soit intermédiaire, soit plus similaire aux ectomycorhizes. De plus, de nombreux champignons mycorhiziens ne montrent pas de spécificité ou ont une large gamme d'hôtes, ce qui leur permet de former une symbiose avec de nombreuses espèces de plantes. Par conséquent, un même système racinaire peut héberger plusieurs champignons différents, ce nombre augmentant à mesure que les racines se développent et rencontrent de nouvelles sources (Garbaye, 2013).

Chez les plantes pérennes, cette diversité s'accroît avec le vieillissement de l'individu et l'expansion de son système racinaire. En résumé, la variété des champignons mycorhiziens et

des interactions racinaires contribue à la complexité de la symbiose entre les plantes et les champignons (Garbaye, 2013).

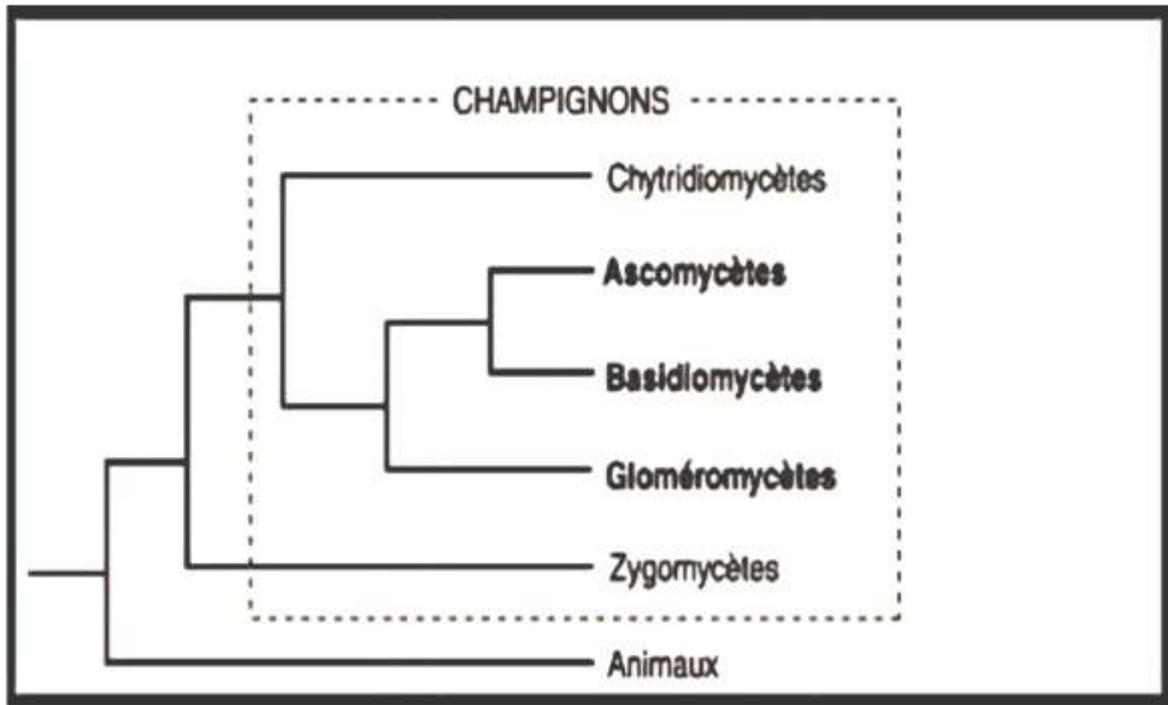


Figure 3. Les trois groupes de champignons formant une symbiose mycorhizienne avec les racines des plantes (indiqués en caractères gras) (Garbaye, 2013).



Chapitre III
Matériel et Méthodes

Partie I : Site d'étude

III.1. Situation géographique

La localité de Djellalia est administrativement rattachée à la commune de Aïn Maâbed et est située à environ 6 km au Sud-Est du chef-lieu et à environ de 11 km au Nord-Ouest du chef-lieu de la wilaya de Djelfa à une altitude moyenne de 1100 m (Annexe1).

Cette zone est inscrite aux coordonnées suivantes :

- ❖ Latitude Nord : $34^{\circ} 44'50'' 82''$.
- ❖ Longitude Est : $3^{\circ} 09'02'' 76''$.

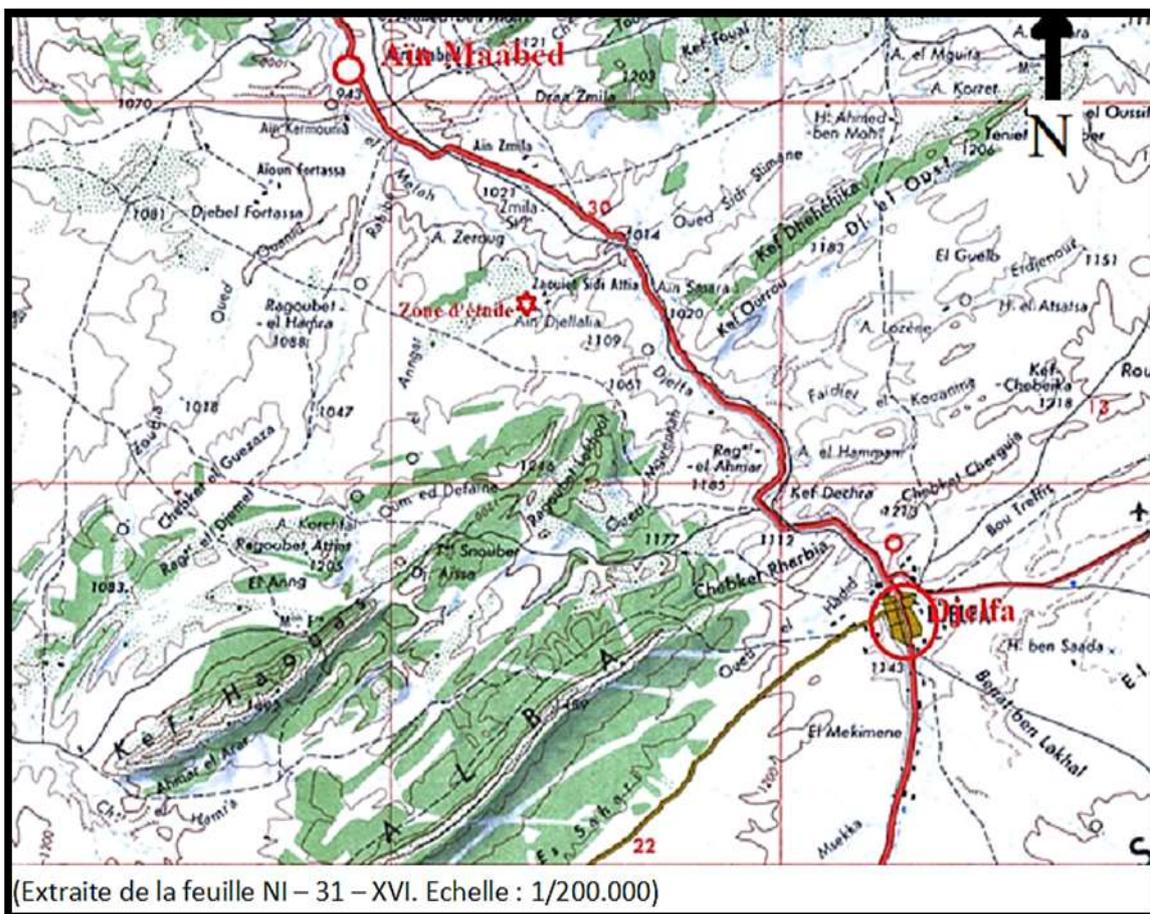


Figure 4. Carte de localisation de la zone d'étude.

III.2. Géologie et géomorphologie

La zone d'étude fait partie intégrante de l'Atlas saharien formant une chaîne montagneuse continue intégrant les séries du Crétacé inférieur continental et du Cénomanién. Le relief est vallonné avec affleurement de calcaires, marno-calcaires et marnes souvent encroûtées.

III.3. Pédologie

Les sols de la région d'étude appartiennent à la Classe des sols calci-magnésiques, la Sous-classe des sols carbonatés, au groupe des sols bruns calcaires et au sous-groupe des sols bruns calcaires xériques.

III.4. Végétation

La végétation naturelle est constituée de reliques forestières (*Juniperus phoenicea*, *J. oxycedrus*, *Rosmarinus tournefortii* et *Globularia alypum*) dans un état très dégradé, *Stipa tenacissima* et *Genista aspalathoides* Lam, situé exclusivement dans versant Nord.

III.5. Synthèse climatique

Les données climatiques (pluviométrie et températures) nous ont été fournies par la station régionale de l'Office National Météorologique de Djelfa pour la période 1988 à 2020 (Annexe 2 et 3).

Les précipitations annuelles moyennes, pour la période d'étude, sont de 313.3 mm. Le mois le plus arrosé est Mai avec une pluviométrie moyenne mensuelle de 36.4 mm. Tandis que le mois le plus sec est Juillet avec une pluviométrie moyenne mensuelle de 9.0 mm.

Concernant les températures, la température moyenne mensuelle, pour la période d'étude, est de 26.85 °C. Le mois le plus chaud est Juillet avec une température moyenne mensuelle de 34.4 °C, alors que le mois le plus froid est Janvier avec une température moyenne mensuelle de 0.6 °C.

Tableau 4. Températures minimales, maximales et moyennes (1988-2020). Région de Djelfa

Mois	Températures (°c)		
	M	m	(M+m)/2
Janvier	9.9	0.6	5.25
Février	11.7	1.4	6.55
Mars	15.2	3.8	19
Avril	18.2	6.5	12.35
Mai	24.1	11.1	17.6
Juin	29.2	15.7	22.45
Juillet	34.4	19.3	26.85
Août	33.3	18.7	26
Septembre	27.4	14.7	21.05
Octobre	21.7	13.1	17.4
Novembre	14.6	5.0	9.8
Décembre	10.7	2.5	6.6
Total	250.3	108.6	190.9

Tableau 5. Données pluviométriques (1988-2020). Région de Djelfa

Mois	Précipitations (mm)
Janvier	32.3
Février	25.2
Mars	28.4
Avril	32.8
Mai	36.4
Juin	18.1
Juillet	9.0
Août	32.2
Septembre	33.0
Octobre	25.9
Novembre	24.3
Décembre	24.7
Total	313.3

Selon De Martone (1929), la région de Djellalia se trouve dans l'étage bioclimatique aride supérieur à hiver froid. La saison sèche dure près de 9 mois, s'étendant du début du mois de février jusqu'au début du mois de novembre, et la saison humide dure près de 3 mois, s'étendant de la mi-novembre novembre jusqu'à la mi-février.

Partie 02 : Méthodologie adoptée sur terrain

III.6. Objectif de l'étude

Le but de cette étude est de déterminer le type de colonisation mycorhizienne, et d'estimer le taux de cette colonisation, ainsi que d'identifier les types de champignons inclus dans cette association, aussi d'en connaître la forme, le type, la taille, et couleur des spores présentes, de l'espèce *Genista aspalathoides Lam*, en fonction des deux saisons (hiver et printemps).

III.7. Échantillonnage

Nous avons effectué plusieurs prélèvements pour les racines et leurs sols rhizosphériques dans le site d'étude. L'échantillonnage s'est réalisé au cours de deux saisons (hiver et printemps).

Nous avons sélectionné au hasard dix arbustes de *Genista aspalathoides Lam*, et collecté sous chaque arbuste un échantillon de sol avec les racines et radicules, à une profondeur de 20 cm autour de la zone racinaire, pour former un échantillon composite représentatif du sol entourant le système racinaire de l'arbuste. Des échantillons de 1 kilogramme environ contenant les fines racines de notre espèce et leur sol rhizosphérique ont été mis dans des sacs plastiques étiquetés puis transportés au laboratoire (Figure 5).

III.8. Analyses physico-chimiques des sols

Pour le protocole des analyses physico-chimiques des échantillons de sol nous avons suivi le manuel d'analyses du sol d'Aubert (1978) qui adopte les méthodes standards de pédologie. Les échantillons de sol ont été séchés à l'extérieur, tamisés à 2 mm et stockés dans des sacs. Des analyses ont été réalisées sur la terre fine.

Les paramètres suivants sont mesurés :

- Le pH et la conductivité électrique (CE) exprimée en millisièmes par centimètre (mS/cm) sur une suspension sol-eau (1/2).
- Les teneurs en calcaire total sont fondées sur la réaction caractérisée du carbonate de calcium (CaCO_3) avec l'acide chlorhydrique (HCl), le dosage du calcaire total est réalisé à l'aide du Calcimètre de Bernard.



Figure 5. Prélèvement de racines et sol rhizosphérique sous un arbuste (Originale,2024).

Le calcul et l'expression des résultats se font par l'intermédiaire de la réaction suivante : $\text{CaCO}_3 = (V' \times 0,3 / V \times P) \times 100$. V étant le volume de CO_2 produit par 0,3 g de CaCO_3 pur et sec ; V' , le volume de CO_2 produit par 0,3g de CaCO_3 contenu dans un poids P de sol et enfin P , le poids de la prise d'essai de terre en grammes ;

- On a dosé la matière organique selon la méthode d'Anne Jackson (1965) qui consiste à oxyder à froid le carbone de la matière organique contenu dans un échantillon de sol en présence d'un oxydant puissant.

Les calculs sont effectués selon la formule suivante :

$$C\% = (n' - n) / P \times 1 \times 0,3 / 0,77$$

où :

- n' est le volume de titration du témoin,
- n est le volume de titration de l'échantillon de sol,
- P est le poids du sol.

Ensuite, pour déterminer la valeur ou le pourcentage de matière organique (M O) de l'échantillon, on a appliqué la formule suivante :

$$M O \% = C \% \times 1,72 \quad M O \% = C \% \times 1,72$$

- Sur un échantillon de terre séchée à l'air, broyée et tamisée à 2 mm, on procède à la destruction des ciments (organique avec du H₂O₂ et calcaire avec du HCl). Les constituants de cet échantillon sont ensuite dispersés dans une solution alcaline. Le prélèvement est effectué en utilisant une pipette de Robinson, en appliquant la loi de Stokes. Les pédologues classent les textures d'argile, de limon et de sable en catégories pour faciliter la description des sols (Delaunoy et *al.*, 2006). (Figure 6).

III.9. Étude des CMA

Afin de suivre la variation saisonnière des paramètres mycorhiziens, des échantillons de racines de l'espèce étudiée ont été prélevés. Nous avons utilisé trente parties de racines pour chaque arbuste. Ces racines sont bien lavées à l'eau du robinet jusqu'à ce que les traces de la terre disparaissent complètement puis conservées dans de l'éthanol à 70 %.

III.9.1. Coloration des racines mycorhizées

La technique développée par (Philips et Hayman, 1970) permet de visualiser l'infection mycorhizienne au microscope photonique. Pour les racines fortement pigmentées, fibreuses ou coriaces, cette méthode nécessite une modification au niveau de l'éclaircissement.

Les racines prélevées sont délicatement lavées dans un bécher sur un agitateur avec un barreau magnétique pour enlever les particules de sol adhérentes (Figure 7), l'eau de lavage est ensuite observée sous une loupe binoculaire pour vérifier s'il n'y a pas de spores du champignon mycorhizogène pour les mycorhizes à arbuscules.

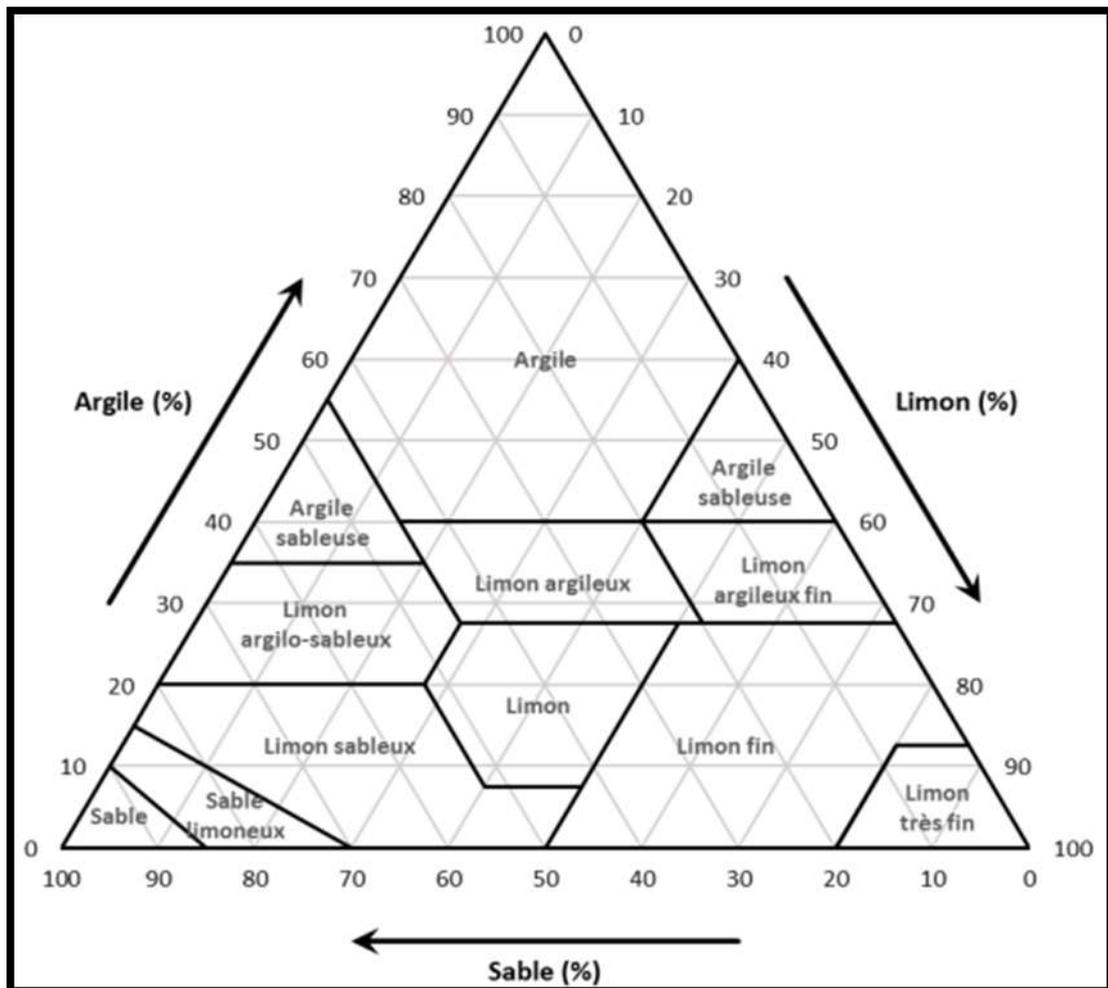


Figure 6. Triangle des textures selon USDA (Clap *et al.* , 1978 ; Morel, 1989).

- Les racines peuvent être colorées le jour même ou gardées dans le fixateur FAA pendant une période assez longue.
- Les racines à colorer pour les CMA sont choisies parmi les plus fines et les moins fibreuses. Elles sont longuement et soigneusement rincées à l'eau du robinet pour enlever les traces du fixateur, elles sont ensuite découpées en petits fragments d'environ 1 cm de longueur.
- Les racines sont placées dans une solution de KOH (hydroxyde de potassium) à 10 %, telle que la quantité utilisée soit de 5 g KOH dans 200 ml d'eau distillée et placées dans une étuve à 70 °C pendant environ une heure pour les racines qui sont moins lisses ou très pigmentées. Laissez-le longtemps s'il est teint et fibreux. Remplacez la solution de KOH une fois qu'elle devient sombre. Le but du KOH est de vider les cellules du cytoplasme (Figure 8).



Figure 7. Lavage des racines dans un bécher (Originale,2024).



Figure 8. Blanchissement des racines avec du KOH (Originale,2024).

- Rincez plusieurs fois les racines, si elles sont encore teintées, éliminez le reste des colorants qui gênent l'observation, en les transférant dans une solution à 10 % de H_2O_2 (peroxyde d'hydrogène). La quantité utilisée est de 50,6 mol/ l de H_2O_2 à 200 ml d'eau distillée. Elles sont placées dans cette solution dans l'étuve à 90 °C pendant 30 mn jusqu'à blanchissement total des racines.

- Les racines sont ensuite rincées plusieurs fois à l'eau et neutralisées dans un bain d'acide lactique à 10 %. La quantité utilisée est de 36g d'acide lactique à 200 ml pendant 4 mn
- Les racines sont transférées dans la solution colorante et dans l'étuve à 90 °C. Le temps de coloration varie avec le type de racines. Généralement il est de quelques minutes à 1 heure, mais si les racines sont coriaces le temps sera plus long, 1 h30 min à 2 h au maximum. Cependant dans ce cas il faut surveiller la température de la solution et de l'étuve pour qu'elle ne dépasse pas 90 °C au cours du temps de coloration (Figure 9).



Figure 9. Coloration des racines avec du bleu de méthylène(Originale,2024).

- Après avoir retiré les racines de la solution colorante, elles sont rincées à l'eau courante. Pour enlever l'excès de colorant, on les place dans une boîte de Pétri.
- contenant du glycérol (glycérine), (Figure 10). Elles peuvent être immédiatement observées à la loupe binoculaire, mais pour les monter entre lames et lamelles, il serait préférable d'attendre quelques heures.

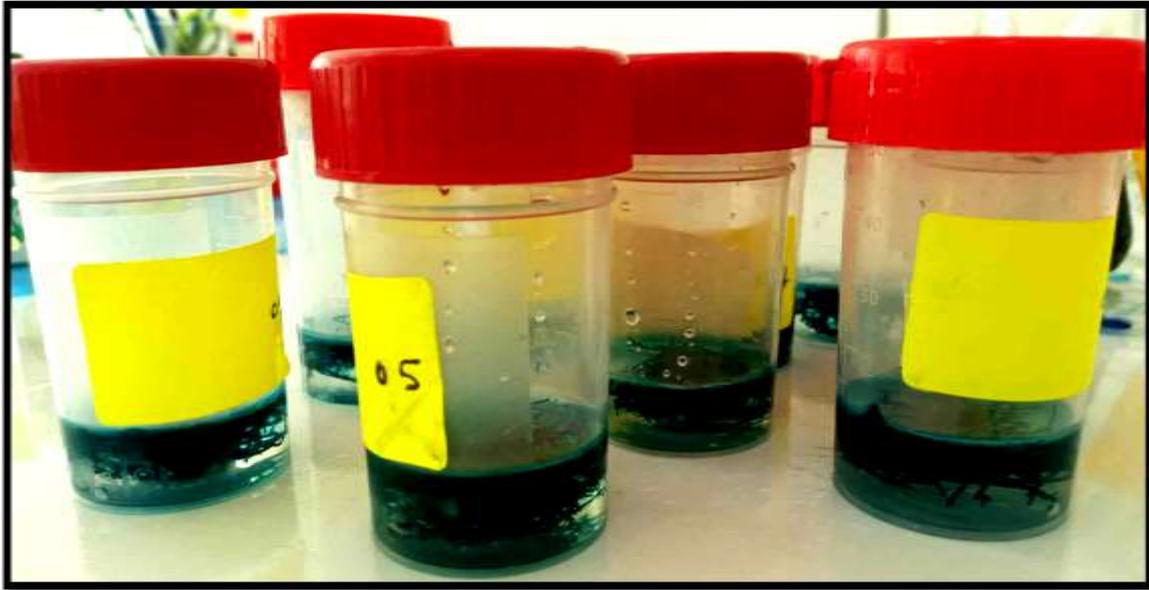


Figure 10. Placement des racines dans des boîtes contenant de la glycérine (Originale,2024).

- Les racines colorées sont montées parallèlement les unes aux autres dans du glycérol à raison de 10 segments par lame, la lamelle est soigneusement mise, et avec la fin d'un crayon on presse uniformément et graduellement avec une légère pression pour écraser soigneusement les racines (Figure 11).

III.9.2. Observation

Les lames sont examinées au microscope photonique, où chaque section est soigneusement examinée sur toute sa longueur à un grossissement de x 40 et x 10.

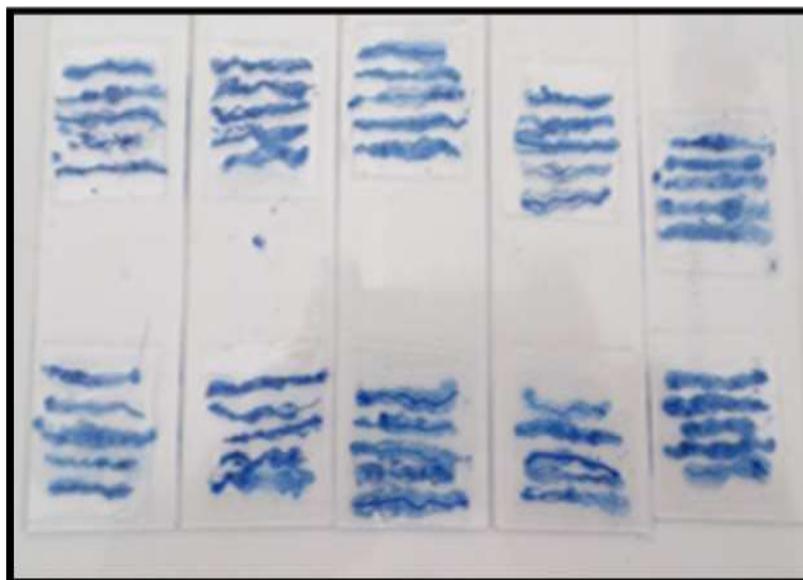


Figure 11. Coloration des racines et montage sur des lames (Originale,2024).

III.9.3. Estimation de la colonisation racinaire

Une fois colorées, les racines sont découpées en 10 fragments, placées parallèlement sur une lame et observées au microscope photonique aux grossissements x 10 et x 40. L'estimation de la mycorhization du système racinaire a été réalisée selon la méthode de Trouvelot *et al.* (1986). le taux de colonisation endomycorhizienne est estimé selon une grille d'évaluation remplie selon 2 échelles (Annexe 4).

- Une 1^{ère} échelle permettant d'évaluer l'intensité de colonisation du cortex racinaire et comportant 5 classes notées de 0 à 5. Chaque classe traduit le degré d'intensité de colonisation du cortex racinaire de chaque fragment observé ;

- La 2^{ème} échelle permet l'évaluation de la présence des arbuscules et des vésicules. Elle est composée de 4 classes allant de A₀ à A₃ indiquant leur fréquence (Figure 7). Les paramètres de l'infection estimés sont portés en (Annexe 5).

- La fréquence de l'infection mycorhizienne F (%) : Elle exprime le pourcentage du nombre de fragments racinaires endomycorhizés, ce qui reflète l'importance de l'infection du système racinaire.
- L'intensité de colonisation du cortex racinaire M (%) : Elle traduit la proportion du cortex colonisé estimé par rapport au système racinaire entier.
- La teneur arbusculaire de l'infection A (%) par rapport au système racinaire entier. C'est la proportion du système racinaire renfermant des arbuscules.
- Intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire m (%) (proportion du cortex colonisé dans la partie mycorhizée du système racinaire exprimé en %).
- La teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire a % (proportion colonisée renfermant des arbuscules, %)

Ces paramètres sont calculés en introduisant les résultats de chaque grille dans un programme informatique mycocale mis au point par Trouvelot *et al.* (1986), disponible sur le site www.dijon.inra.fr (INVAM), estimation de la colonisation racinaire.

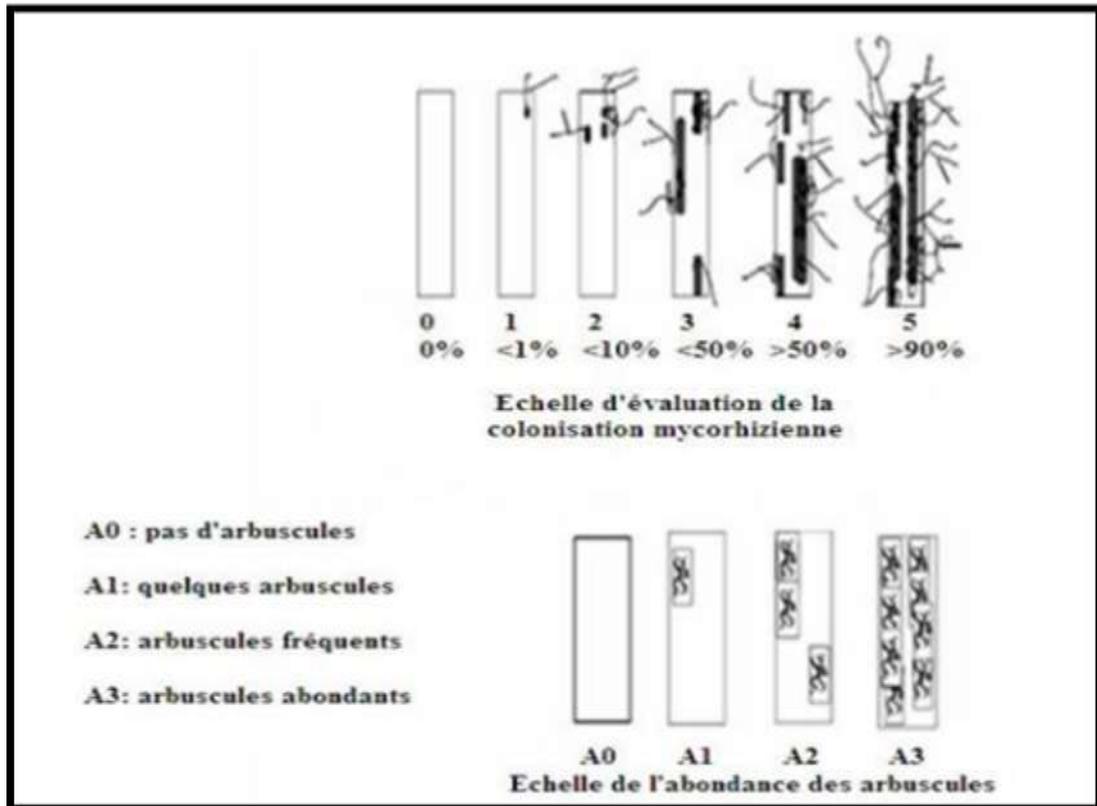


Figure 12. Notation du degré de mycorhization des fragments racinaires. L'échelle s'étend de 0 (pas de mycorhization) jusqu'à 5 (au moins 90 % du fragment est mycorhizé) (Trouvelot *et al.*, 1986).

III.9.4. Séparation et identification des spores

Les sporocarpes et spores des CMA et les débris de tissus de racines ont été séparés et isolés des échantillons de sol de la rhizosphère par tamisage humide selon la technique de (Gerdemann et Nicolson, 1963). Les sols humides (50 g + 200 ml d'eau) ont été placés dans une série de cinq tamis de différents diamètres (49 μm ; 125 μm ; 250 μm ; 500 μm et 1 mm) (Figure 13).

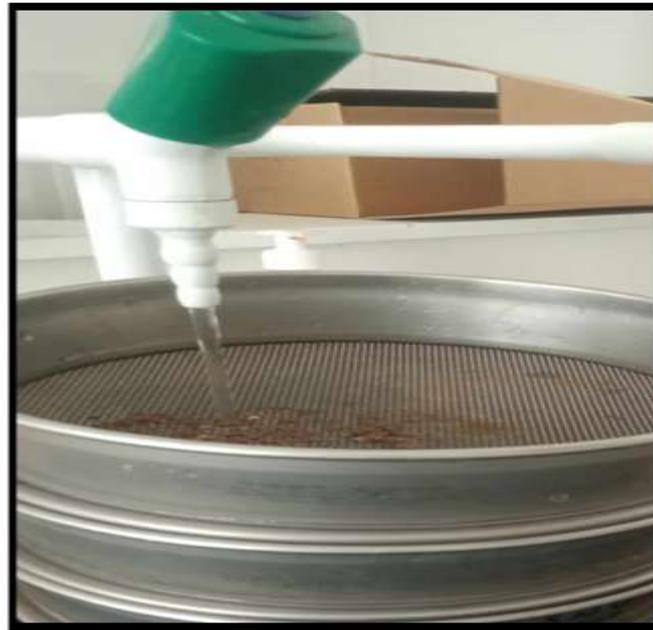


Figure 13. Séparation des spores par tamisage humide (Originale,2024).

L'échantillon est soumis à un jet d'eau de robinet jusqu'à ce que l'eau qui en ressorte devienne claire et limpide. Les échantillons extraits de chaque tamis ont été centrifugés dans une solution aqueuse pendant 5 minutes à 4000 tr/mn. (Figure 14).

Le surnagent est écarté et une solution de saccharose (50 %) est additionnée au caillot. Le mélange ainsi obtenu est centrifugé une seconde fois pendant 3 mn (Figure 15).

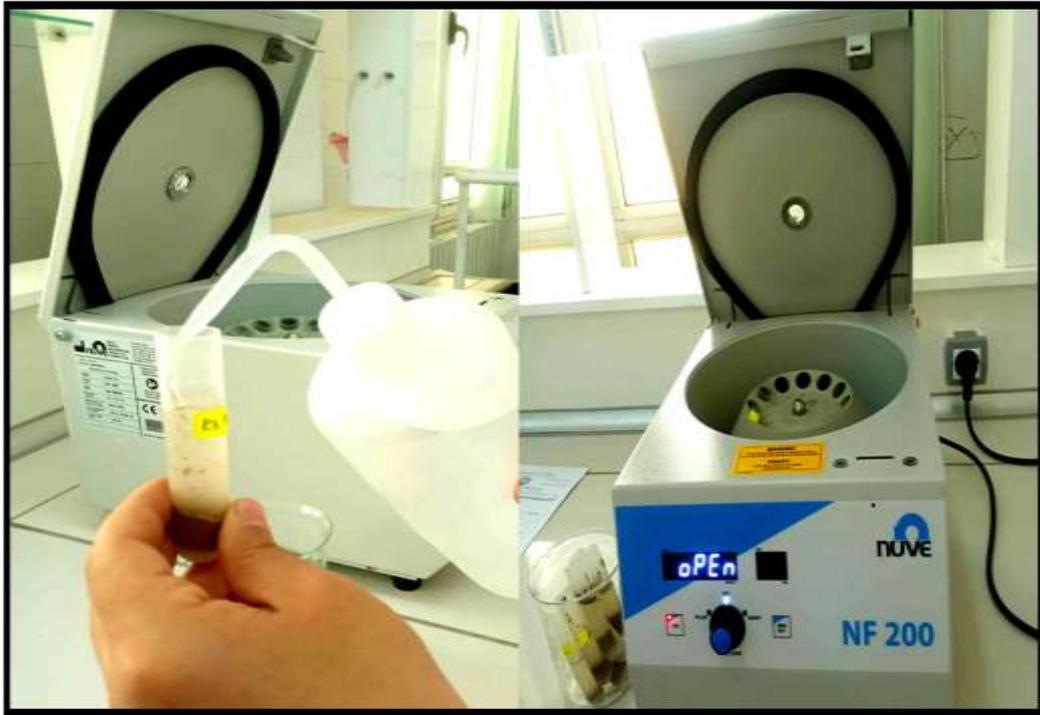


Figure 14. Séparation des spores à l'aide d'une centrifugeuse (Originale,2024)..

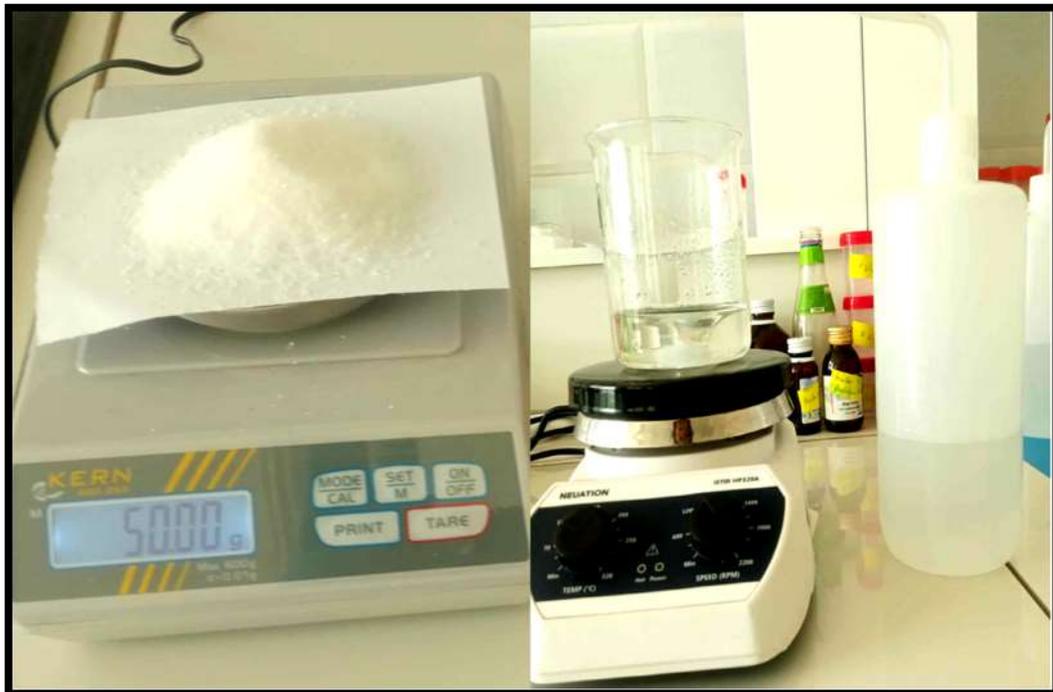


Figure 15. Préparation d'une solution de saccharose (50 %)(Originale,2024).

Le contenu de chaque tube, contenant les spores, est récupéré dans une boîte de Pétri et conservé à une température de 4 °C. (Figure 16 et 17).



Figure 16. Isolement des spores par distillation (Originale,2024).



Figure 17. Placement des spores au réfrigérateur à 4 °C dans une boîte de Pétri (Originale,2024).

Les spores sont récoltées et séparées à l'aide d'une micropipette, elles sont ensuite étalées sur des lames. Les spores intactes et écrasées ont été identifiées par microscopie photonique, selon le manuel de Schenck et Perez (1990) et comparées aux descriptions des espèces du référentiel de l'INVAM (Collection internationale de cultures de champignons mycorrhiziens à vésicules et arbuscules). Des caractéristiques morphologiques (forme, couleur

et taille) des spores ont été étudiées. La couleur des spores, examinées sous loupe binoculaire, a été déterminée selon le nuancier de l'INVAM (Morton *et al.*, 1993) et leurs dimensions, par micrométrie.



Chapitre IV:
Résultats et discussions

IV.1. Résultats

IV.1.1. Résultats des analyses physico-chimiques

Les résultats des analyses physico-chimiques sont présentés dans le tableau 6.

Tableau 6. Résultats des analyses physico-chimiques des sols

Paramètres étudiés	Résultats
PH	8.40 ± 0.2
Conductivité électrique (ms/cm)	0.11 ± 0.27
Matière organique (%)	0.16 ± 0.61
Calcaire total (%)	7.42 ± 0.35
Argiles (%)	3
Limons (%)	79.9
Sables (%)	17.1
Texture	Limoneuse très fine

D'après ce tableau, le sol rhizosphérique sous *Genista aspalathoides Lam*, de la zone d'étude a une texture limoneuse. Le pH du sol étudié est de 8.40, selon le tableau des classes de pH établi par Soltner (1989) (Annexe 6), on remarque que le sol est très alcalin ($\text{pH} > 8$). La conductivité électrique est de 0.11 ms/cm. Cette valeur désigne, selon le tableau de classification des sols en fonction de la conductivité électrique établi par Aubert (1978) (Annexe 7), que le sol est non salin ($0 \text{ ms/cm} < \text{CE} < 0,6 \text{ ms/cm}$). Le pourcentage de la matière organique est très faible, il est de 0,16 %. Cette valeur désigne, selon le tableau des normes d'interprétation du taux de la matière organique établi par ITA (1977) (Annexe 8), que le sol est très pauvre en matière organique ($\text{M.O.} < 1 \%$). Pouget (1971), dans son étude agrépédologique du bassin de Zahrez (Région de Djelfa), où s'insère notre zone d'étude, a constaté que les sols sont pauvres en matière organique (avec des taux de 0.2 à 1.5) pour les horizons superficiels et que ce taux diminue pour les horizons de profondeur ce qui est en parfait accord avec notre résultat. Le taux de calcaire enregistré au niveau du sol étudié est de 7.42 %, avec l'échelle des taux du calcaire total établi par Baize (1998) (Annexe 9), notre sol est classé comme un sol modérément calcaire ($5 < \text{CaCO}_3 < 25$). Dans son ouvrage relation

sol-végétation dans les steppes sud-algéroises, Pouget (1980) note que les sols steppiques sont calcaires à cause de la nature des roches-mères, pratiquement toujours calcaires, et avec le climat, les précipitations étant insuffisantes pour produire une décarbonatation complète des horizons de surface.

IV.1.2. Formes et structures microscopique des mycorhizes

L'observation et l'analyse des fragments prélevés au cours des deux saisons (hiver et printemps), écrasés et colorés au bleu de méthylène, selon la méthode de Philipe et Hayman (1970), ont révélé la présence de l'endomycorhize à arbuscules et vésicules (CMA) chez *Genista aspalathoides*. Ce type de mycorhize se distingue par la présence de trois structures fongiques distinctes : structures fongiques de transfert (les arbuscules) de transport (des hyphes), et de stockage (les vésicules).

IV.1.3. Paramètres d'estimation du taux de mycorhization

Les fragments des racines observés au microscope ont permis aussi d'estimer les quatre paramètres de la colonisation : Fréquence de mycorhization (F %), Intensité de la colonisation dans le système racinaire (M %), la richesse arbusculaire de la partie mycorhizée (a %), la richesse arbusculaire du système racinaire (A %) (Tableau 7 et 8).

- **Fréquence de mycorhization (F %)** : Elle reflète le degré d'infection d système racinaire ; elle enregistre un taux de 100 % dans les saisons (hiver et printemps), ce signifie que toutes les racines observées sont mycorhizées. Tous les fragments racinaires montés entre lames et lamelles ont contenu au moins deux formes spéciales des CMA. Les formes les plus observés étaient les arbuscules et les hyphes.

- **Intensité de la colonisation dans le système racinaire (M %)** : L'intensité de colonisation développée dans le système racinaire entier a dépassé les 80 % au niveau des racines, elle est plus importante au printemps. Elle enregistre les taux suivants : 80.55 % en hiver et 89.42 % au printemps.

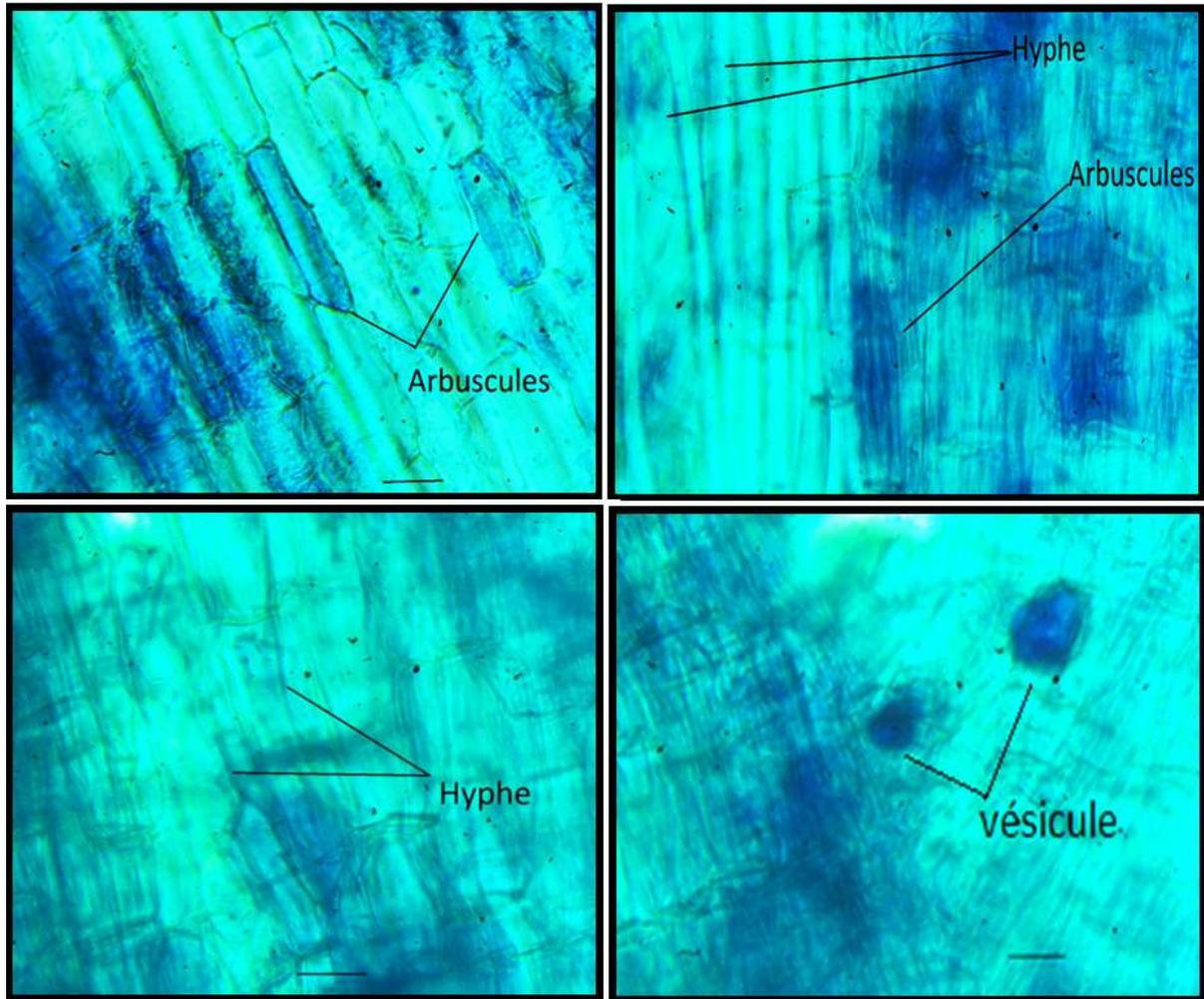


Figure 18. Observations microscopiques des trois types des structures fongiques d'endomycorhize à arbuscules et vésicules (CMA) chez *Genista aspalathoides* Lam (X 40). Barre = 20 μ m.

- **La richesse arbusculaire de la partie mycorhizée (a%) :** La teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie endo-mycorhizée du système racinaire était acceptable et a dépassé les 40 %. Elle était importante en hiver avec un taux moyen de 68.23 % et de 48.32 % au niveau des fragments racinaires prélevés en printemps.
- **La richesse arbusculaire du système racinaire (A%) :** La teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier aussi était satisfaisante. Les valeurs enregistrées en hiver sont plus élevée et de l'ordre de 54.95 % et pour le printemps, on a enregistré un taux de 39.67 %.

Tableau 7. Paramètres de mycorhization d'infection racinaire de *Genista aspalathoides* Lam en hiver.

Paramètres échantillons	F%	M %	a %	A %
A1	100	74.33	66.84	49.42
A2	100	78.17	68.32	53.40
A3	100	79.83	66.95	53.45
A4	100	84.17	55.68	46.87
A5	100	73.00	71.94	52.52
A6	100	79.00	68.10	53.80
A7	100	86.67	77.48	67.15
A8	100	85.83	73.42	63.02
A9	100	83.33	66.46	55.38
A10	100	81.17	67.19	54.53
Max	100	86.67	77.48	67.15
Min	100	73.00	55.68	46.87
Moy ± ET	100	80.55 ± 4.60	68.23 ± 5.69	54.95 ± 5.98

Tableau 8. Paramètres de mycorhization d'infection racinaire de *Genista aspalathoides* Lam au printemps.

Paramètres échantillons	F %	M %	a %	A %
A1	100	70.33	51.18	36.00
A2	100	70.67	49.79	35.18
A3	100	71.83	15.20	10.92
A4	100	87.33	28.19	24.62
A5	100	88.33	65.74	58.07
A6	100	74.50	31.48	23.45
A7	100	87.50	65.94	57.70
A8	100	80.17	41.29	33.10
A9	100	86.67	70.62	61.20
A10	100	88.55	63.79	56.48
Max	100	88.55	70.62	61.20

Min	100	70.33	15.20	10.92
Moy \pm ET	100	89.42 \pm 7.9 7	48.32 \pm 18.84	39.67 \pm 17.65

IV.1.4. Observation et caractérisation des spores

L'isolement des spores par la méthode du tamisage humide (Walker, 1963), nous a permis d'observer la présence de plusieurs morphotypes des spores des champignons mycorhiziens à arbuscules et vésicules (CMA) (Figure 12). Il s'agit de spores de couleur noire, marron, marron foncé, orange, et jaunâtre, de forme ovale, globuleuse, ou irrégulière et de taille variable.

L'identification du genre des spores a été réalisée en utilisant les clés fournies par des sites tels que INVAM. Les résultats indiquent les types de spores présentes dans *Genista aspalathoides*. Il existe différents type. Les genres *Glomus* et *Acaulospora* sont les plus abondants.

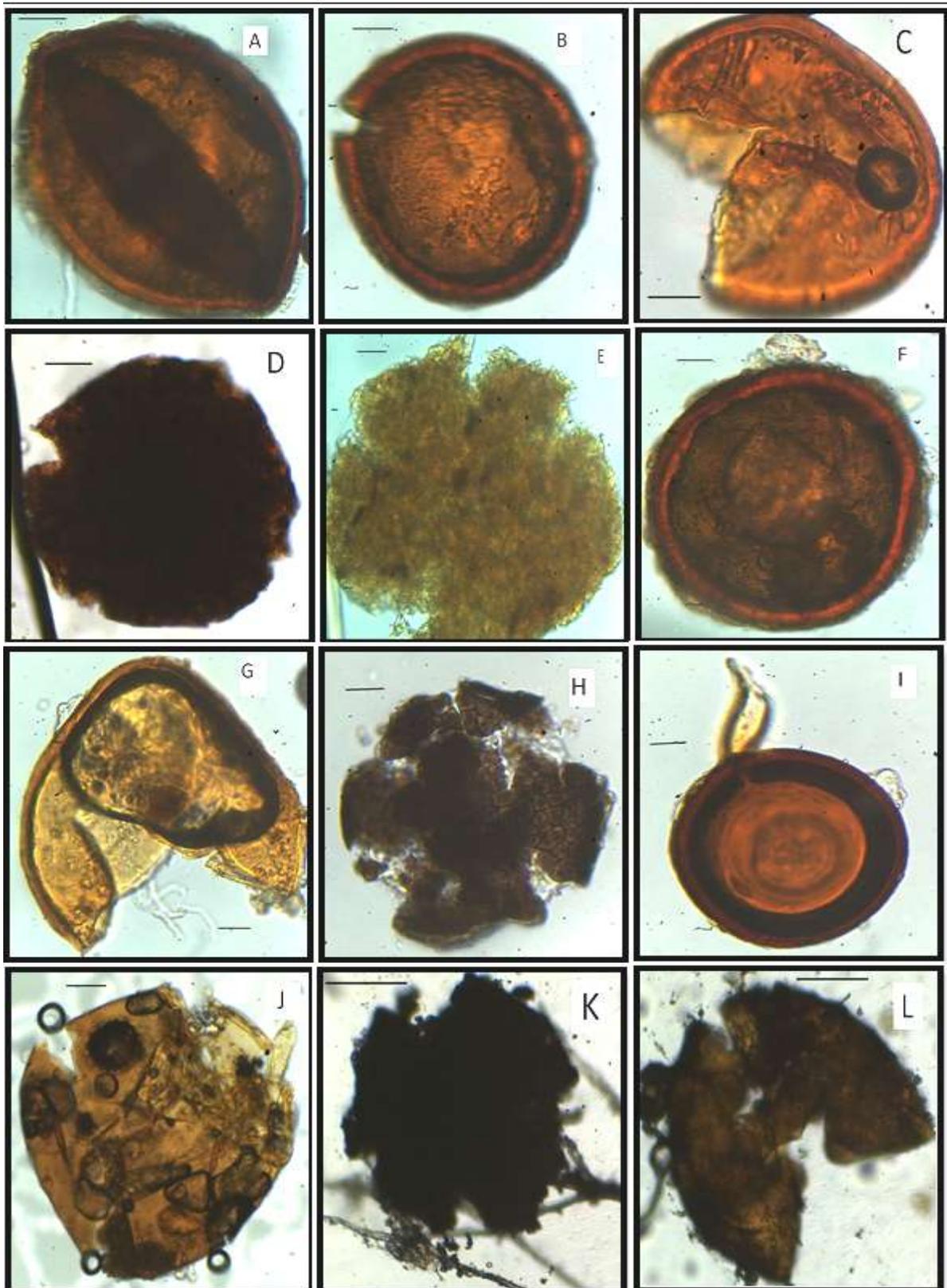


Figure 19. Spores isolées à partir du sol rhizosphérique de *Genista aspalathoides* Lam. : (A) *Glomus* sp.1, (B et F) *Septoglomus constrictum*, (C) *Acaulospora* sp., (D) *Glomus* sp.2, (E) *Entrophospora* sp., (G) *Gigaspora* sp., (H) *Acaulospora bireticulata*, (I) *Diversispora* sp.

Tableau 9. Espèces de CMA isolées de la rhizosphère de *Genista aspalathoides* Lam .

Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèces
Glomeromycètes	Glomerales	<i>Glomeraceae</i>	<i>Glomus</i>	<i>Glomus sp. 1</i>
Glomeromycètes	Glomerales	<i>Glomeraceae</i>	<i>Glomus</i>	<i>Glomus sp. 2</i>
Glomeromycètes	Glomerales	<i>Glomeraceae</i>	<i>Septoglomus</i>	<i>Septoglomus constrictum</i>
Glomeromycètes	Glomerales	<i>Glomeraceae</i>	<i>Septoglomus</i>	<i>Septoglomus sp.</i>
Glomeromycètes	Diversisporales	<i>Gigasporaceae</i>	<i>Gigaspora</i>	<i>Gigaspora sp.1</i>
Glomeromycètes	Diversisporales	<i>Gigasporaceae</i>	<i>Gigaspora</i>	<i>Gigaspora sp.2</i>
Glomeromycètes	Diversisporales	<i>Gigasporaceae</i>	<i>Gigaspora</i>	<i>Gigaspora sp.3</i>
Glomeromycètes	Diversisporales	<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Acaulospora</i>	<i>Acaulospora sp.</i>
Glomeromycètes	Diversisporales	<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Acaulospora</i>	<i>Acaulospora bireticulata</i>
Glomeromycètes	Diversisporales	<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Entrophospora</i>	<i>Entrophospora sp.</i>
Glomeromycètes	Diversisporales	<i>Diversisporaceae</i>	<i>Diversispora</i>	<i>Diversispora sp.</i>

IV.1.5. Dénombrement des spores

Le dénombrement des spores a été effectué pour 100 g de sol rhizosphérique de *Genista aspalathoides* Lam . Le nombre des spores varie d'un tamis à l'autre ;

- ✓ Tamis de 1 mm : 02 spores ;
- ✓ Tamis de 500 µm : 30 spores ;
- ✓ Tamis de 250 µm : 50 spores ;
- ✓ Tamis de 125µm : 26 spores ;
- ✓ Tamis de 45µm : 16 spores.
- 85.48 % des spores se trouve entre 500µm et 125µm. Le taux le plus élevé enregistré est de 40.32 % se trouve au tamis de 250 µm. Alors que le taux le plus bas a été enregistré avec 1.61 % et se trouve dans le tamis de 1 mm (Figure 13).

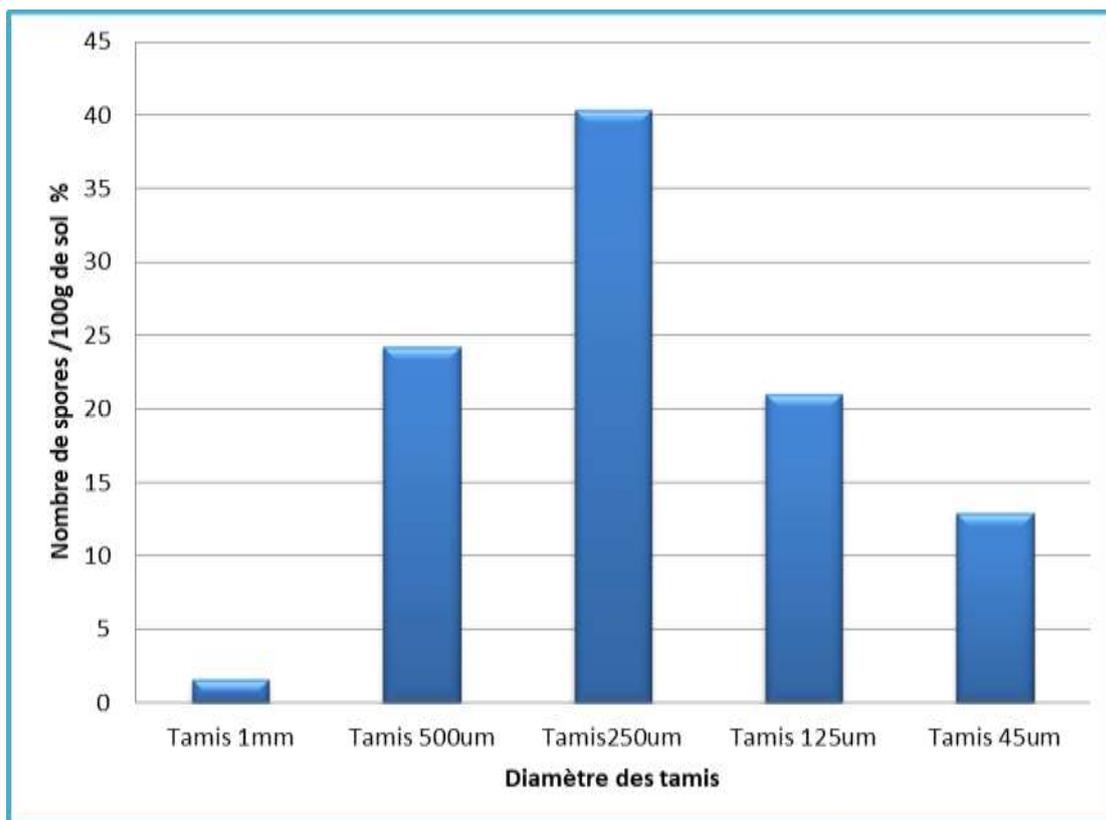


Figure 20. Densité des espèces sporales dans le sol rhizosphérique de *Genista aspalathoides* Lam

IV.2. Discussions

IV.2.1. Paramètres physico-chimiques du sol

L'étude du profil calcaire d'une section de sol permet de comprendre le mécanisme de formation du sol et les fondements de sa fertilité (Ruellan ,1976). Selon Hamrouni et *al.* (2013). Le sol calcaire de la région de Djelfa (Algérie) présente des caractéristiques spécifiques qui jouent un rôle crucial pour l'agriculture et l'environnement local. Ces sols sont souvent riches en carbonates de calcium, ce qui leur confère une forte alcalinité. Cette alcalinité affecte directement la disponibilité des nutriments essentiels aux plantes, et affecte ainsi leur croissance et leur productivité agricole. Une quantité de 7,42 de CaCO_3 signifie que le sol contient un pourcentage élevé de carbonates de calcium, ce qui affecte les spécifications chimiques et physiques du sol. On sait que les sols calcaires sont souvent riches en calcium et offrent un environnement propice à la croissance de certaines plantes qui ont besoin d'un sol alcalin, notamment *Genista aspalathoides*, objet de notre présente recherche.

Le pH est un facteur essentiel de la composition chimique du sol et influence la disponibilité des nutriments pour les plantes et les microorganismes du sol (Borah et *al.*, 2010). le pH peut varier en fonction de facteurs tels que le climat, la végétation et les faibles précipitations. Dans les environnements arides et semi-arides, il oscille entre des phases de diminution, d'augmentation ou de stabilité (Uhrínová et *al.*, 2000 ; Wezel et *al.*, 2000 ; Li et *al.*, 2007). Le sol de la zone étudiée est très alcalin ($\text{pH} > 8$) avec un taux de 8,40. Un sol avec un pH supérieur à 8 affecte la disponibilité des nutriments pour la plante. Par exemple, certains éléments comme le fer, le manganèse et le phosphore pourraient devenir moins difficiles d'accès (Havlin, 2016).

Selon Pochon et Tardieux (1962) Les sols avec un pourcentage de matière organique inférieur à 1 % sont généralement considérés comme très pauvres. Cela signifie qu'ils ont une faible capacité à retenir les nutriments et l'eau, ce qui peut nuire à la croissance des plantes et à la productivité agricole. Des stratégies pour augmenter la matière organique du sol incluent l'ajout de compost, l'utilisation de cultures de couverture et la réduction des perturbations du sol par le labour.

Les sels, dans leur acception la plus large, sont des caractéristiques marquantes des paysages arides d'Algérie. En effet, plus de 95 % de ces zones sont constituées de formations calcaires, gypseuses ou de sols salsodiques (Halitim, 1988). Concernant le sol sur lequel nous avons prélevé des échantillons lors de notre étude, il est considéré comme non salés, Même si nous enregistrons un pourcentage de la C.E de 0.11 ms/cm. Cela indique que *Genista aspalathoides*, ne tolère pas bien la salinité, étant une plante qui supporte seulement des niveaux de salinité relativement faibles.

IV.2.2. Paramètres d'estimation du taux de mycorhization

Les études sur le genre *Genista* en zones arides montrent généralement une haute fréquence d'infection mycorhizienne (F %). Cela s'aligne avec nos résultats où F % est de 100 % pour les deux saisons, ce qui indique une bonne symbiose mycorhizienne malgré les conditions climatiques rigoureuses des zones arides.

L'Intensité de la Mycorhization (M %) dans les zones arides peut montrer une intensité variable en fonction des saisons. Par exemple, certaines thèses indiquent que la mycorhization est plus prononcée durant les saisons plus fraîches et humides (automne et hiver) comparée aux saisons chaudes et sèches (printemps et été). Ceci est cohérent avec nos observations où

l'intensité moyenne (M %) est légèrement plus élevée en hiver (80.55 ± 4.60) par rapport au printemps (79.42 ± 7.97).

Concernant le pourcentage de Mycorhization Arbusculaire (a %) et d'Infection par Arbuscules (A %), les études montrent que les arbuscules sont plus développés en hiver, ce qui est crucial pour l'absorption des nutriments par la plante. Nos résultats confirment cette tendance, avec des valeurs de a % et A % significativement plus élevées en hiver. Par exemple, a % est de 68.23 ± 5.69 en hiver contre 48.32 ± 18.84 au printemps, et A % est de 54.95 ± 5.98 en hiver contre 39.67 ± 17.65 au printemps. Cette variabilité au printemps pourrait être attribuée au stress hydrique et aux températures élevées.

Dans une étude de Oihabi (1991), il a été observé que la mycorhization des espèces du genre *Genista* est plus élevée en hiver par rapport au printemps. Cela est attribué aux conditions climatiques plus favorables en hiver, avec des températures plus basses et une humidité plus élevée, favorisant une meilleure symbiose mycorhizienne.

Selon Heinemeyer et Fitter (2004), les basses températures hivernales favorisent davantage la symbiose mycorhizienne, avec une densité mycorhizienne accrue et la formation d'hyphes. En revanche, des températures printanières plus élevées entraînent une plus grande variabilité et une diminution générale de ces paramètres. Cela peut être dû à un stress hydrique plus prononcé au printemps, qui limite l'activité des champignons mycorhiziens.

Une autre étude par Ferrol et al. (2004) a montré que les températures élevées et la sécheresse au printemps réduisent la formation des arbuscules, ce qui corrobore les résultats observés dans cette étude.

Il existe malheureusement peu de travaux ayant porté sur l'étude de mycorhizes chez *Genista aspalathoides*. D'après Zaidi et al. (2003), la majorité des *Fabaceae* établissent des relations symbiotiques avec des CMA. À travers notre étude, nous avons pu déterminer le type de mycorhizes associés à cette espèce ; c'est l'endomycorhize à arbuscule et vésicule (CMA). Ce type se présente dans les deux saisons hiver et printemps. Ce type forme plusieurs structures à l'intérieur des racines principalement des arbuscules, des vésicules des spores et des hyphes (Tommerup, 1992).

Nombreux travaux de recherche ont révélé des résultats variables des paramètres de l'infection mycorhizienne, en relation avec plusieurs facteurs tels que les espèces végétales et fongiques, le nombre de propagules dans le sol et la sporulation, la saison,... (Bohrer et al., 2004 ; Escudero et Mendoza , 2005 ; Zhao et Zhao, 2007). Nos résultats montrent que le taux

de mycorhization dans les deux saisons atteint 100 %. Ces résultats ont indiqué qu'il y'a une forte affinité entre cette espèce et les champignons mycorhiziens. Nos résultats sont proches de ceux obtenus par Lopez (1980), dans ses travaux sur les espèces appartenant à la Famille des *Fabaceae*, qui a constaté que le taux d'infection était très élevé chez *Trifolium repens*.

La comparaison entre les deux saisons pour les autres paramètres de l'infection mycorhizienne montre qu'il y'a une variation entre ces deux saisons ; L'intensité de colonisation développée dans le système racinaire entier dépasse 80 %. Lopez (1980) a obtenu une intensité de colonisation similaire chez *Trifolium repens*. L'intensité, importante au printemps, signifie que durant la période de floraison et de développement végétatif, l'intensification de la photosynthèse fournit plus de carbone aux racines ce qui permet un développement plus important des CMA (Birhane et *al.*, 2012). Pour les deux autres paramètres liés aux arbuscules qui représentent une structure de transfert, leur taux est plus élevé en hiver, ce que signifie que les échanges entre les deux partenaires sont plus importants dans cette saison en raison de la disponibilité des éléments minéraux dans le sol.

Nos résultats montrent des densités variées pour les deux saisons (Printemps et hiver), ce qui pourrait s'expliquer par les variations des taux de mycorhization en fonction du site, des saisons et des paramètres environnementaux (Zougari-Elwed et *al.* 2012).

La densité, la diversité et la distribution des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) résultent de processus écologiques dynamiques qui affectent les communautés végétales et fongiques sur des périodes temporaires. Parmi ces facteurs, la température se distingue comme un élément limitant essentiel, exerçant une influence déterminante sur la densité et la répartition géographique des espèces de CMA telles que décrites par Johnson et *al.* (2004).

IV.2.3. Caractérisation des spores

L'identification morphologique des spores isolées du sol rhizosphérique de l'espèce *Genista aspalathoides*, de la localité de Djellalia (Région de Djelfa) selon la couleur, la forme et la taille des spores a permis d'identifier, dans la majorité, deux familles : *Glomeraceae* et *Acaulosporaceae*. En fonction de la couleur des spores, la variabilité observée indique qu'il pourrait exister une diversité taxonomique de Gloméromycètes dans la zone d'étude. Selon Li et Zhao (2005) ; Gai et *al.* (2006) et Uhlmann et *al.* (2006), les espèces du genre *Glomus* « *Glomus sinuosa*, *G. clarum*, *G. intraradices* et *G. microaggregatum* » et

Acaulospora « *Acaulospora spinosa*, *A. denticulata*, *A. tuberculata* » sont largement réparties dans le monde entier. Elles dominent les communautés fongiques mycorhiziennes dans les régions arides et se caractérisent par des spores qui peuvent être de couleur brune, brun foncé, jaune-brun, blanche et crème pâle. La couleur dépend du contenu. Elles peuvent être globuleuse, ayant un diamètre entre 40-140 μm et constituées de trois couches, L1, L2, L3 (Fortin *et al.*, 2002).

De façon générale, les espèces de CMA ont des cycles de vie très différents et l'abondance relative de chacune d'elles à chaque étape du cycle (spores, hyphes, racines colonisées) peut changer selon le moment où a lieu l'échantillonnage (Brundett *et al.*, 1994). Cela reste à confirmer par des analyses taxonomiques plus poussées par la biologie moléculaire (Zézé *et al.*, 1996 ; Helgalson *et al.*, 1999 ; Husband *et al.*, 2002).

- **Le Genre *Glomus***

Les *Glomus* sont les champignons endomycorhiziens les plus fréquents parmi les *Glomeromycota* (Schwarzott *et al.*, 2001). Ils montrent une grande diversité et sont largement répartis dans de nombreux habitats naturels (Schenk et Pérez, 1987). Ces champignons se distinguent par leurs spores, qui peuvent être de diverses couleurs telles que marron, marron foncé, jaune marron, blanc ou crème pâle, la couleur variant selon leur contenu. Les spores sont souvent globuleuses, mesurant entre 40 et 140 μm de diamètre, et sont constituées de trois couches : L1, L2 et L3 (Fortin *et al.*, 2002).

Ce type de champignon se reproduit de manière asexuée, en produisant des spores à l'extrémité de ses hyphes. Ces spores germent dans le sol et donnent naissance à des filaments mesurant de 2 à 30 mm de longueur. Ces filaments se propagent dans l'exoderme racinaire et le parenchyme cortical, sans jamais atteindre l'endoderme. Cette croissance mène à la formation de structures intraracinaires telles que les arbuscules et les vésicules. Environ 90 espèces du genre *Glomus* vivent en symbiose avec les plantes (Brundrett, 2002).

- **Le Genre *Acaulospora***

Le type de spores chez cette espèce est très rare et se forme individuellement dans le sol. Elles sont de grande taille, mesurant entre 302 et 414 μm , et ont une forme globuleuse ou sub-globuleuse. De couleur marron foncé, ces spores possèdent une consistance interne élevée, ne révélant qu'une paroi épaisse et cassable. Cela permet de les distinguer des spores du genre *Enterophospora*, qui ont une paroi extérieure fine et claire (Schenck et Pérez, 1987).

Les spores présentent un aspect brillant en raison des corps globulaires hyalins qu'elles contiennent. Elles sont connectées latéralement à des saccules sporifères situés à l'extrémité, sans la présence d'hyphes d'attachement. Dès leur formation, ces spores sont sessiles, ce qui explique le nom du genre *Acaulospora* (*Acaulo* : sans queue, et *spora* : spore). Elles se développent individuellement dans le sol ou, parfois, dans des matières mortes.

La paroi des spores se compose de cinq couches distinctes, avec une épaisseur totale variant de 8,5 à 10,0 μm . La couche externe, appelée couche 1, est stratifiée et de couleur olive pâle, avec une épaisseur allant de 4 à 6 μm . Sa surface est dépourvue de noyaux, comportant des fossettes dont la largeur varie entre 1 et 2 μm . Les couches 2 et 3 sont membraneuses et hyalines, ayant des épaisseurs respectives de plus de 0,5 μm pour la couche 2 et de 0,5 μm pour la couche 3. La couche 4 est flexible et hyaline, avec une épaisseur de 2 à 3 μm . Enfin, la couche interne, la couche 5, est également membraneuse et hyaline, avec une épaisseur de plus de 0,5 μm , et elle prend une coloration rouge lorsqu'elle est exposée au réactif de Melzer.



Conclusion

Conclusion

Cette étude a pour objectif principal l'exploration du statut mycorhizien et l'analyse de la diversité des champignons mycorhiziens dans leurs sols rhizosphériques et d'évaluer leur potentiel chez *Genista aspalathoides* Lam., une espèce appartenant à la Famille des Fabacées, localisée dans la localité de Djellalia (Région de Djelfa) et caractérisée par un climat aride.

Sur terrain, dix arbustes de *Genista aspalathoides* ont fait l'objet de collecte d'échantillons de sol avec les racines et radicelles au cours des deux saisons hivernale et printanière, à une profondeur de 20 cm autour de la zone racinaire, pour former un échantillon composite

Au laboratoire, nous avons utilisé la technique de Phillips et Hyman (1970) pour colorer les racines mycorhiziennes, ce qui permet de mettre en évidence l'infection mycorhizogène par microscopie optique. Cette technique est modifiée en termes d'éclaircissement des racines très pigmentées et fibreuses ou coriaces. La méthode de Trouvelot et *al.* (1986) a été adoptée pour estimer de taux de mycorhization du système racinaire.

Pour séparer et isoler les spores des échantillons de sol de la rhizosphère, nous avons utilisé un tamisage humide en utilisant la technique de Gerdemann et Nicolson (1963).

Les résultats montrent que l'espèce est mycorhizée à un taux de mycorhization très haut dans les deux saisons (hiver et printemps)

Nous avons trouvé des structures caractéristiques (des arbuscules, des hyphes, et des vésicules). Le résultat de ces structures nous a permis de déceler le type de mycorhize qui est une endomycorhization arbusculaire associée à l'espèce *Genista aspalathoides*.

La colonisation par les CMA a atteint 100 % pour les deux saisons et l'hiver affiche les valeurs les plus élevées par rapport au printemps.

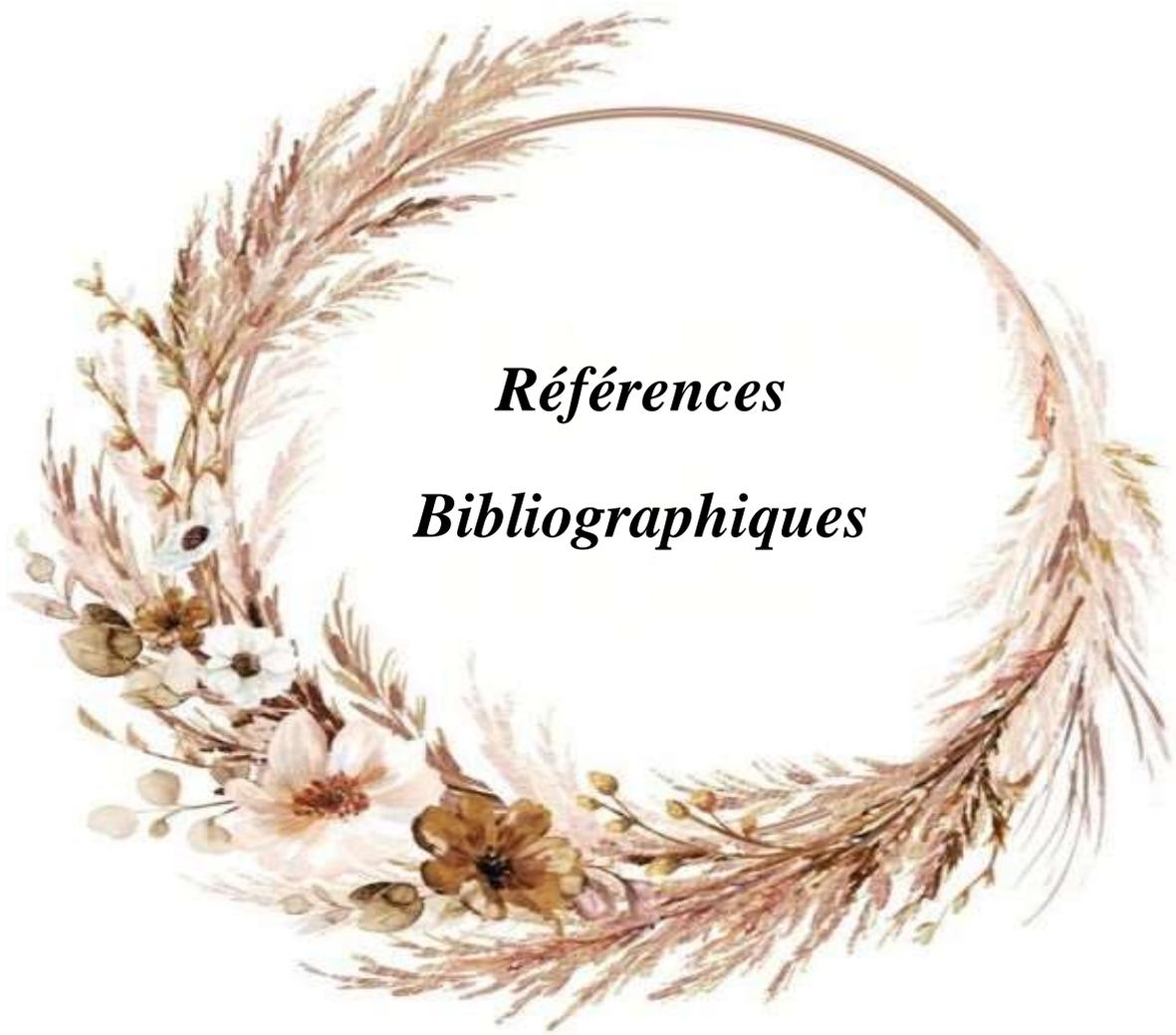
La saison hivernale est plus propice à la coexistence et à la symbiose de ces champignons même pour la richesse arbusculaire du système racinaire (A%) où les valeurs enregistrées en hiver étaient plus élevées (environ 54,95 %), par rapport à celles du printemps, nous n'avons enregistré que 39,67 %.

L'extraction des spores par la technique de tamisage humide à partir des sols rhizosphériques prélevés sous cette Fabacée a permis d'identifier 6 genres fongiques

endomycorhiziens : *Glomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Septoglomus*, *Entrophospora* et *Diversispora*. Au total, 11 espèces de champignons mycorhiziens ont été isolées.

La majorité de ces Genres appartiennent à de deux familles : *Glomeraceae* et *Acaulosporaceae*.

Ce travail est une contribution à la constitution d'une collection locale de champignons mycorhiziens des Fabacées dans la zone de Djellalia (Région de Djelfa). Il doit être poursuivi au cours des deux saisons manquantes (automne et été) afin de cerner la variabilité saisonnière de cette diversité fongique et le pouvoir mycorhizien de cette plante. Une autre perspective vise à étendre la région d'étude pour pouvoir caractériser l'ensemble des champignons mycorhiziens associés à d'autres Fabacées de la région de Djelfa.



Références

Bibliographiques

Références bibliographiques

1. Abbas Y. 1998. Mycorhizes à arbuscules de zones arides : biodiversité et rôle dans la tolérance du trèfle (*Trifolium alexandrinum*) au stress salin. Thèse de 3ème cycle, Université Cadi Ayyad, 112 p.
2. Akiyama K., 2007. Chemical identification and functional analysis of apocarotenoids involved in the development of arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Bioscience biotechnology and biochemistry*, 71 (6) : 1405- 1414.
3. APG III, 2009. - An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants. *Bot. J. Linn. Soc.*, 161 (2) : 105–121.
4. Aubert G. 1978. Méthode d'analyse des sols. C.R.D.P., Marseille, 546 p
5. Augé R.M. 2004. Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. *Canadian Journal of Soil Science*. 84 (4): 373-381.
6. Azcon R. et Barea J.M., 2010. Mycorrhizosphere interactions for legume improvement. In: Khan M.S., Zaidi A, Musarrat J (eds) *Microbes for legume improvement*. Springer, Vienna, : 237–271.
7. Azcon-Aguilar C., Palenzuela J., Roldan A., Bautista S., Vallejo R. et Barea, J.M. 2003. Analysis of the mycorrhizal potential in the rhizosphere of representative plant species from desertification-threatened Mediterranean shrublands. *Applied Soil Ecology*, 14 : 165-175.
8. Azzoui O. et Fennane M., 2000. Valeur écologique et biogéographique du genre "*Genista*" L. au Maroc. *Lagascalia*, 21 (2) : 263-278.
9. Bâ Y.R., Duponnois A.M., Prin E., Baudoin A., Galiana B. et Dreyfus Ird., 2010. Laboratoire des Symbioses Tropicales et Méditerranéennes (LSTM). Campus International de Baillarguet. In France (Montpellier) : 424-425.
10. Bago B., Vierheilig, H., Piché, Y. et Azcón-Aguilar, C. 1996. Nitrate depletion and pH changes induced by the extraradical mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown in monoxenic culture. *New Phytologist* 133:273-280.
11. Bagyaraj D.J., 1984. Biological interactions with VA mycorrhizal fungi. In : VA Mycorrhiza (C.L. Powell, J.B. Bagyaraj, Eds.), CRC Press, Boca Raton, Florida, U.S.A., a. : 131-154.
12. Baize D., 1988. Guide des analyses courantes en pédologie. INRA, 2-7380-0075-4, hal-02853460, 172 p.

13. Balzergue C., Puch-Pages V., Becard G. et Rochange S.F., 2011. The regulation of arbuscular mycorrhizal symbiosis by phosphate in pea involves early and systemic signalling events. *Journal of experimental botany*, 62 : 1049-1060.
14. Birhane E., Sterck F. J., Fetene M., Bongers F. et Kuyper T. W., 2012. Arbuscular mycorrhizal fungi enhance photosynthesis, water use efficiency, and growth of frankincense seedlings under pulsed water availability conditions. *Oecologia*, 169 : 895-904.
15. Blal B., 1989. Les endomycorhizes VA chez le palmier à huile (*Elaeis guineensis* Jacq.) : Rôle dans la régulation de la croissance et dans la nutrition minérale des jeunes plants de clones micropropagés. Thèse de Doctorat, Univ. de Bourgogne, Dijon., 78 p.
16. Bohrer K. E., Friese C. F., et Amon J. P., 2004. Seasonal dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in differing wetland habitats. *Mycorrhiza*, 14 : 329-337.
17. Bonfante P. et Genre A., 2010. Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature communications*, 1(1), 48 p
18. Borah J. P., Barman J. et Sarma K. C., 2010. Effect of pH on ZnS nanocrystalline thin film embedded in a polyvinyl alcohol matrix. *International Journal of modern physics B*, 24(29) : 5663-5673.
19. Bossou L., Houngnandan H., Adandonon A., Zoundji C. et Houngnandan P., 2019. Diversité des champignons mycorrhiziens arbusculaires associés à la culture du maïs (*Zea mays* L.) au Bénin. *Int. J. Biol. Chem. Sci. Benine* 13(2) : 597-609
20. Botineau M., 2010. Botanique systématique et appliquée des plantes à fleurs. Tec & doc. Lavoisier, 120 p.
21. Boukhelifa S. et Mahmoudia K., 2020. *Étude Bibliographique de l'impact de la Mycorhization de Blé Dur (Triticum durum Desf.) en Agriculture de Conservation*. Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou. 41 p.
22. Boutaghane N., Kabouche Z. et Voutquenne L., 2013. Étude phytochimique et pharmacologique de plantes médicinales Algériennes : *Genista ulicina* Spach (*Fabaceae*) et *Chrysanthemum macrocarpum* (Sch. Bip.) Coss. & Kralik ex Batt (*Asteraceae*), 271 p.
23. Brundett E., Ratz H. C. et Schneider G. E., 1994. Microcomputer instruction in first-year engineering at Waterloo. *International Journal of Mechanical Engineering Education*, 22(2) : 139-153.
24. Brundrett M. C., 2002. - Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New phytologist*, 154(2) : 275-304.

25. Brundrett M. C., 2009. - Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plant and Soil*, 320 : 37-77.
26. Brundrett M.C. et Tedersoo L., 2018. Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*, 220 (4), 1108-1115.
27. Bruneau A., de Queiroz L. P., Ringelberg J. J., Borges L. M., Bortoluzzi R. L. D. C., Brown G. K., ... et Herendeen P. S., 2024. Advances in Legume Systematics 14. Classification of *Caesalpinioideae*. Part 2: Higher-level classification. *PhytoKeys*, 240 p.
28. Bruns T. D., Szaro, T. M., Gardes, M., Cullings, K. W., Pan, J. J., Taylor, D. L., ... et Li Y., 1998. A sequence database for the identification of ectomycorrhizal basidiomycetes by phylogenetic analysis. *Molecular Ecology*, 7(3) : 257-272.
29. Chabani R. et Tehache S., 2021. *Synthèse bibliographique sur les mycorhizes techniques et applications*. Mémoire de master, Université Kasdi Merbah, Ouargla. 60 p.
30. Chamberlain D. F. et Matthews V. A., 1970. Flora of Turkey and the East Aegean Islands, Volume 3 (P. H. DAVIS, Ed.; Vol. 3). Edinburgh University Press, 628 p.)
31. Christenhusz M. J. et Byng J. W., 2016. The number of known plants species in the world and its annual increase. *Phytotaxa*, 261(3) : 201-217.
32. Clapp R.B. et Hornberger M., 1978. Empirical equations for some soil hydraulic properties, *Water Resources Research*, Vol. 14, N° 4 : 601-604.
33. Cronquist A., 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia university press. 1262 p.
34. Dalpé Y., 2006. Biodiversité d'Agriculture et agroalimentaire. Canada (Québec vert), 13 p.
35. De Faria S. M., Lewis G. P., Sprent J. I. et Sutherland J. M., 1989. Occurrence of nodulation in the *Leguminosae*. *New phytologist*, 111(4) : 607-619.
36. De Martonne E., 1929. La morphologie du plateau central de la France et l'hypothèse eustatique. In *Annales de Géographie* (Vol. 38, N° 212 : 113-132).
37. Delaunois A., Hérody Y. et Robert J.P., 2006. La méthode Hérody. Méthode d'étude agronomique des sols mise au point par le BRDA Hérody. Application au département du Tarn. Chambre d'Agriculture du Tarn, Bureau de Recherche sur le Développement Agricole, 42 p.

38. Demir S., Turan I., Misir S. et Aliyazicioglu Y., 2019. Selective cytotoxic Effect of *Dorycnium pentaphyllum* extract on Human Breast, liver, and lung cancer cells. *Ksutarim ve Doga Derg.* 22 : 473-479.
39. Devineau C., 2015. Étude de la mycorhization du blé sur trois niveaux de diversité génétique : culture simple, mélange variétal et association blé/Légumineuse. Rapport de stage. INRA France 6 P.
40. Dexheimer J., 1997. Étude structurale et fonctionnelle des interfaces entre le champignon et la plante-hôte. *Rev. For. Fr.*, 49 : 43-56.
41. Dhane Fitouri S., 2011. - *Diversités phénotypique et moléculaire des microsymbiotes du Sulla du Nord (Hedysarum coronarium L.) et selection de souches rhizobiales efficientes*. Thèse de Doctorat. Université de Carthage. Tunisie. 145 p.
42. Díaz G. et Honrubia M. 1993. Arbuscular mycorrhiza on *Tetraclinis articulata* (*Cupressaceae*) : Development of mycorrhizal colonization and effect of fertilization and inoculation. *Agronomie*, 13 : 267-274
43. Diem H.G., Gueye L., Gianinazzi-Pearson, V., Fortin, J.A. et Dommergues Y.R. 1981. Ecology of VA mycorrhizae in the tropics : The semi-arid zone of Senegal. *Acta Oecologica / Oecologia Plantarum*, 16: 53-62.
44. Dupont F. et Guignard L. J., 2007. Abrégés de Botanique : Systématique moléculaire 14^e édition, Masson, Paris, 320 p.
45. Elna S., Eva D. et Unestam T., 1997. Le rôle des mycorhizes dans la protection des arbres forestiers contre les agents pathogènes du sol. 124 p.
46. Escudero V. et Mendoza R., 2005. Seasonal variation of arbuscular mycorrhizal fungi in temperate grasslands along a wide hydrologic gradient. *Mycorrhiza*, 15, 291-299.
47. Faad H., Tuheteru F. D. et Arif A., 2018. Arbuscular mycorrhizal fungi symbiosis and conservation of endangered tropical legume trees. *Root Biology*, 465-486.
48. Ferrol N., Barea J. M. et Azcón-Aguilar C., 2004. Mycorrhizal symbiosis and plant biotrophic infections. *Current Opinion in Plant Biology*, 7(4) : 419-424.
49. Fortin D., Fryxell J. M. et Pilote R., 2002. The temporal scale of foraging decisions in bison. *Ecology*, 83(4) : 970-982.
50. Fortin JA, Plenchette C. et Piche Y., 2015. L'essor de la nouvelle révolution verte, Éditions Quae, 20 p.
51. Fusconi A. et Berta G., 2012. Environmental Stress and Role of Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. In Ahmad P., Prasad M.N.V., (eds.), *Abiotic Stress Responses*

- in Plants : Metabolism, Productivity and Sustainability*. Springer Science+Business Media, LLC 197-214.
52. Gai J. P., Christie P., Feng G. et Li, X. L., 2006. Twenty years of research on community composition and species distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in China: A review. *Mycorrhiza*, 16 : 229-239
53. Garbaye J. et Guehl J. M., 1997. Le Rôle des ectomycorhizes dans l'utilisation de l'eau par les arbres forestiers. *Revue forestière française*, 49 : 110-120.
54. Garbaye J., 2013. La symbiose mycorhizienne, une association entre les plantes et les champignons. Ed. Quae, Versailles, 251 p.
55. Gardes M., Biallet E., Binet E., Brousseau C., Carré F., Charcosset J-Y, Fradet N., Griffith P., Gryta H., Laquerbe M., Martinez C. et Millot S., 2003. Les symbiotes mycorhiziens du peuplier noir (*Populus nigra* L.) : la spécificité des assemblages fongiques en milieu riverain. Les Actes du BRG, 4 : 453-466.
56. Gavériaux J.P., 2012. Les Glomeromycota – Mycorhizes VAM et *Geosiphon pyriformis* (Kützing) Wettstein, Bull. Soc. Mycol. Nord Fr., n° 92 : 1-17.
57. Genre A, Chabaud M., Timmers A.C.J., Bonfante P. et Barker D.G., 2005. Arbuscular Mycorrhizal Fungi Elicit a Novel Intracellular Apparatus in *Medicago truncatula* Root Epidermal Cells before Infection. *The Plant Cell.*, 17: 3489-3499.
58. Gerdemann J.W. et Nicolson T.H. 1963. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. Transactions of the British *Mycological Society*, 46: 235-244.
59. Gianinazzi S., Armelle G., M.-N. Binet, D. V. Tuinen, D. Redecker et D. Wipf., 1997. Impact of two bacterial strains and two *Glomus mosseae* BEG isolates on inorganic phosphate concentration, root architecture and root hair development in *Medicago sativa*. *New Phytologist*, 137. 1 : 123-130.
60. Gianinazzi-pearson V. et Diem H.G., 1982. Endomycorrhizae in the tropics. In : Microbiology of Tropical Soils and Plant Productivity (Dommergues Y.R. and Diem H.G. Eds), Martinus Nijhoff / Dr Junk W. Publishers. The Hague Boston London: 209-251.
61. Giri B., Giang P.H., Kumari R., Prasad R., Sachdev M., Garg A.P., Oelmüller R. et Varma A., 2005. Mycorrhizosphere: Strategies and Functions. In Buscot F., Varma A., (eds.), Soil Biology, Volume (3) Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions. Springer-Verlag Berlin Heidelberg: 213-252.

62. Gómez-Acata S., Amora-Lazcano E., Wang E. T., Rivera-Orduña, F. N., Cancino-Díaz, J. C., Cruz-Maya, J. A., & Jan-Roblero J., 2019. Nodule-forming Sinorhizobium and arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) improve the growth of *Acacia farnesiana* (*Fabaceae*): an alternative for the reforestation of the Cerro de la Estrella, Mexico. *Botanical Sciences*, 97(4) : 609-622.
63. Govindarajulu Manoj, et al., 2005. Nitrogen transfer in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Nature* 435.7043 : 819-823.
64. Graham P. H. et Vance C. P., 2003. Legumes: Importance and Constraints to Greater Use. *Annual Review of Plant Biology*, 54(1) : 707-733.
65. Gupta R. et Krishnamerthy K.V., 1996. Response of mycorrhizal and non mycorrhizal *Arachis hypogaea* to NaCl and acid stress. *Mycorrhiza*, 6 : 145-149.
66. Halitim A., 1988. Sols des régions arides d'Algérie. OPU, Alger, 384 p.
67. Hampp R. et Wingler A., 1997. The role of mycorrhiza. A molecular approach to primary metabolism in higher plants. In: C Foyer and WP Quick. Eds, Taylor & Francis, London : 275-292.
68. Hamrouni L., Ayadi S. et Abdelly C., 2013. Adaptation des plantes aux sols calcaires. In: Flexibilité écologique des plantes dans un contexte de changement global. Springer, Paris. 1:117-126.
69. Hardoim P. R., Van Overbeek L. S. et Van Elsas J. D., 2008. Properties of bacterial endophytes and their proposed role in plant growth. *Trends in microbiology*, 16(10) : 463-471.
70. Harrison M.J. et Van Buuren M.L., 1995. A phosphate transporter from the mycorrhizal fungus *Glomus versiforme*. *Nature*, 378: 626-9.
71. Havlin J. L., Tisdale S. L., Nelson W. L. et Beaton J. D., 2016. Soil fertility and fertilizers. Pearson Education India, Published in Agron. J. 109:1–8.
72. Hawkins H.J., Johansen A. et George E., 2000. Uptake and transport of organic and inorganic nitrogen by arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 226 : 275-285.
73. He X.H., Critchley C. et Bledsoe C., 2003. Nitrogen transfer within and between plants through common mycorrhizal networks (CMNs). *Critical Reviews in Plant Sciences*, 22 : 531-567.
74. Heinemeyer A. et Fitter A. H., 2004. Impact of temperature on the arbuscular mycorrhizal (AM) symbiosis : growth responses of the host plant and its AM fungal partner. *Journal of Experimental Botany*, 55(396) : 525-534.

75. Helgason T., Fitter A. H. et Young, J. P. W., 1999. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonising *Hyacinthoides non-scripta* (bluebell) in a seminatural woodland. *Molecular ecology*, 8(4) : 659-666.
76. Hodge A., Campbell C.D. et Fitter A.H., 2001. An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature*, 413 : 297-299.
77. Hostettann K. , Potteray O. et Wolfender J. L., 1998. The potential of higher plants as a source of new drugs. *Chimie*, 52 : 10-17.
78. Hughes C. E. et Legume Phylogeny Working Group., 2017. A new subfamily classification of the *Leguminosae* based on a taxonomically comprehensive phylogeny. *Taxon*, 66 (1) : 44-77.
79. Husband R., Herre E. A., Turner S. L., Gallery R. et Young, J. P. W., 2002. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and patterns of host association over time and space in a tropical forest. *Molecular Ecology*, 11(12) : 2669-2678.
80. Iassac S., 1992. Fungal-Plant Interactions. Chapman and Hall Eds, London, 418 p.
81. Ibraheim Z.Z. et Khalifa A.A., 2000. Isoflavones and a saponin from *Crotalaria thebaica* (Del.) DC growing in Egypt, Volume 23, Issue 2: 177-186.
82. Institut de Technologie Agricole, 1977. Laboratoire du sol. Méthodes d'analyses physiques et chimiques du sol. 3Ed.I.T.A. Mostaganem. 105 p.
83. INVAM (International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi). 2021, <https://invam.ku.edu/>, (page consulté le 15/08/2024).
84. JANOS D. P., 1980. Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica* : 56-64.
85. Johansen A., Finlay R.D. et Olsson P.A, 1996. Nitrogen metabolism of external hyphae of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *New Phytologist*, 133:705-712.
86. Johansen A., Jakobsen I. et Jensen E.S., 1993. Hyphal transport by a vesicular arbuscular mycorrhizal fungus of N applied to the soil as ammonium or nitrate. *Biology and Fertility of Soils*, 16 : 66-70.
87. Johnson D., Vandenkoornhuyse P.J., Leake J.R., Gilbert L., Booth R.E., Grime J.P., Young J. P. W. et Read D. J., 2004. Plant communities affect arbuscular mycorrhizal fungal diversity and community composition in grassland microcosms. *New Phytol*, 161(2) : 503-515.
88. Judd W.S., Campbell C.S., Kellogg E.A. et Stevens P., 2002. Systematics and Geography of Plants, 72 (1) : 242-24.

89. Keymer A, PImprikar P, Wewer V, Claudia Huber, Mathias B, Simone L B, Pierre-Marc D, Verena K, Röpenack-Lahaye E, Trevor L W, Wolfgang E, Peter D, Martin P. et Caroline G., 2017. Lipid transfer from plants to arbuscular mycorrhiza fungi. *eLife Sciences*, 60 p.
90. Krishna K.R. et Bagyaraj D.J., 1984. Phenols in mycorrhizal roots of *Arachis hypogea*. *Experientia*, 40 : 85-86.
91. Lambers H., Raven J.A., Shaver G.R. et Smith S.E., 2008. Plant nutrient acquisition strategies change with soil age. *Trends in Ecology & Evolution*, 23: 95-103.
92. Lehmann A., Matthias C.N. et Rillig B., 2011. Biodiversity effects on ecosystem functioning change along environmental stress gradients. *Ecology Letters* 14.8 : 865-874.
93. Li T. et Zhao Z., 2005. Arbuscular mycorrhizas in a hot and arid ecosystem in South-West China. *Applied Soil Ecology*, 29 : 135-141.
94. Lopes E. S., 1980. Eficiência e especificidade das associações micorrízicas do tipo vesicular-arbuscular em gramíneas e leguminosas forrageiras e no cafeeiro (*Coffea arabica* L.) (Doctoral dissertation, Universidade de São Paulo), These, 124 p.
95. Lounici A., 2020. *Approche comparative de la réponse de la communauté symbiotique des plantes de deux espèces forestières (Quercus suber L., Quercus canariensis W.) soumis à une contrainte hydrique*. Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou. 48 p.
96. Mahi M. et Ennabili A. (2007). Étude des symbioses mycorrhiziennes de *Genista saharae* et de quelques autres Fabacées spontanées en milieu aride algérien. *Revue d'Écologie (Terre et Vie)*, 62(4) : 341-352.
97. Marouf A. et Reyanaud J., 2007. La botanique de A à Z : 1662 définitions. Dunod. Vol.106, Paris, 352 p.
98. Marschner H. et Dell B., 1994. Nutrition uptake in mycorrhizal symbiosis, *Plant Soil*, Dordrecht, 159 : 89-102.
99. Meddich A., 1997. *Ecophysiologie des mycorhizes à arbuscules des zones arides : Effet sur la croissance, la nutrition minérale et la tolérance du trèfle (Trifolium alexandrinum) au stress hydrique*. Thèse de Doctorat. Université Cadi Ayyad, 82 p.
100. Mekkiou R., 2005. *Recherche et Détermination Structurale des Métabolites Secondaires d'espèces du Genre Genista (Fabaceae) : G. saharae, G. ferox*. Thèse de Doctorat en Chimie Organique : Phytochimie. Université Mentouri, Constantine, Algérie, 200 p.

101. Meriane D., 2018. *Étude biologique et phytochimique de Calobota saharae (Coss et Dur.) Boatwr & B.E. Van Wyk*. Thèse de Doctorat en sciences biologiques. Université Ferhat Abbas Sétif, 95 p.
102. Morandi D., 1989. Effect of xenobiotics on endomycorrhizal infection and phytoalexin accumulation in soybean roots. *Plants Physiology and Biochemistry*, 27(5) : 697-701.
103. Morel R., 1989. Les sols cultivés. Ed. Lavoisier Tec & Doc. 373 p.
104. Morel S., 2011. *Étude phytochimique et évaluation biologique de Derris ferruginea Benth (Fabaceae)*. Thèse de doctorat, Chimie des Biomolécules : Synthèse, Structure et Réactivité, Doctoral dissertation, Université d'Angers, France. 266 p.
105. Morton J.B, Bentivenga S.P. et Wheeler W.W., 1993. Germ plasm in the international collection of arbuscular and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. *Mycotaxon*, 48: 491-528.
106. Mosse B., 1957. Observations on the extra-matrical mycelium of a vesicular-arbuscular endophyte. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 42: 439-448.
107. Mouity J.A., 1999. *Diversité biologique des Fabaceae et leur intérêt ethnobotanique dans la province du Bazga (Burkina Faso)*. Diplôme d'ingénieur. Université polytechnique de Bobo Dioii Lasso, 94 p.
108. Mousain D., Matumoto P. et Quiquampoix P., 1997. Le rôle des mycorhizes dans la nutrition phosphatée des arbres forestiers. *Revue Forestière Française*, (sp), , pp.67-81.
109. Navazio J., 2012. *The Organic Seed Grower : A farmer's guide to vegetable seed production*. Chelsea Green Publishing. 253 p.
110. Noccioli C., Meini L., Cecilia Loi M., Potenza D. et Pistelli L., 2011. A new pulpinum isoflavone derivative from *Genista pichisermolliana*. *Phytochem. Lett.* 4(3) : 342-344.
111. Norman M. J. T., Pearson C. J. et Searle P. G. E., 1985. The ecology of tropical food crops. Cambridge University Press, 2 : 305-327
112. Nouaim R. et Chaussod R., 1996. Rôle des mycorhizes dans l'alimentation hydrique et minérale des plantes, notamment des ligneux de zones arides. *Cahiers Options Méditerranéennes*, 20 : 9- 26.
113. Nouaim R., Chaussod R., El Aboudi A., Schnabel C. et Peltier J.P., 1991. L'Arganier. Essai de synthèse des connaissances sur cet arbre. In : *Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semiarides*. Groupe d'étude de l'arbre (Paris) : 373- 388.

- 114.Oihabi A., 1991. Étude de l'influence des endomycorhizes à vésicules et arbuscules sur le Bayoud et la nutrition du palmier dattier. Thèse de Doctorat d'Etat. Université Cady Ayad Marrakech Maroc 92 p.
- 115.Oihabi A., 1991. Étude sur la mycorhization des espèces du genre *Genista*. Journal de la Symbiose Mycorhizienne, 15(2) : 123-134.
- 116.Oldroyd G.E.D. et Downie J.A., 2008. Coordinating Nodule Morphogenesis with Rhizobial Infection in Legumes. *Annual Review of Plant Biology*, 59 : 519-546.
- 117.Osonubi O., Mulongoy K., Awotoye O., Atayese M.O. et Okali D.U., 1991. Effects of Ectomycorrhizal and VAM fungi on drought tolerance of four leguminous woody seedlings. *Plant and soil*, 136 : 131-143.
- 118.Pawlowski K. et Demchenko K.N., 2012. The Diversity of Actinorhizal Symbiosis. *Protoplasma*, 249(4) : 967-979.
- 119.Peña-Becerril J. C., Monroy-Ata A., Orozco-Almanza M. S. et García-Amador E. M., 2016. Establishment of *Mimosa biuncifera* (*Fabaceae*) inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi in greenhouse and field drought conditions. *Revista de Biología Tropical*, 64(2) : 791-803.
- 120.Peterson R. L., Howarth M. J. et Whittier D. P., 1981. Interactions between a fungal endophyte and gametophyte cells in *Psilotum nudum*. *Canadian Journal of Botany*, 59 (5) : 711-720.
- 121.Peterson R.L. 2008. Ultrastructural localization of heavy metals in the extraradical mycelium an spores of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *Canadian journal of Microbiology*, 54: 103-110.
- 122.Pfeiffer M.C. et Bloss H.E., 1988. Growth and nutrition of guayule (*Parthenium argentatum*) in saline soil as influenced by vesicular-arbuscular mycorrhiza and phosphorus fertilization. *New Phytol.*, 108 : 315-321.
- 123.Phillips J.M. et Hayman D.S., 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55 : 158-161
- 124.Pochon et Tardieux P., 1962. Techniques d'analyses en microbiologique du sol. Édition de la tourel, 111 p.
- 125.Pocock K. et Duckett J. G., 1984. A comparative ultrastructural analysis of the fungal endophytes in *Cryptothallus mirabilis* Malm. and other British thalloid hepatics. *Journal of bryology*, 13(2) : 227-233.

126. Pouget M., 1971. Étude agro-pédologique du bassin du Zahrez Gharbi (Feuille Rocher de Sel). Direction des Études de Milieu et de la Recherche Hydraulique. 160 p + annexes.
127. Pouget M., 1980. Relation sol-végétation dans les steppes sud-algéroises. Travaux et Documents de l'O.R.S. T.O.M. 475 p + Annexes.
128. Quézel P. et Santa S., 1962. Nouvelle Flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Vol. 1 Ed. CNRS, Paris, France. 565 p.
129. Read D.J. et Haselwandter K., 1981. Observation on the mycorrhizal status of some alpine plant communities. *New Phytol.*, 88 : 341-352.
130. Riah N., 2014. *Diversité et structure génétique des populations de Rhizobium leguminosarum symbiovarviciae isolées du pois (Pisum sativum) et de la lentille (Lens culinaris) cultivés dans deux zones éco-climatiques subhumide et semi-aride de l'Est algérien*. Thèse de Doctorat en Sciences. Université Constantine 1. Algérie. 153 p.
131. Rizzi Longo L. et Feoli Chiapella L., 1994. Contribution to the systematics of *Genista* L. Sect. *Spartocarpus* Spach (*Genisteeae*, *Fabaceae*) with emphasis on palynological data. Vol. 14 : 41- 62.
132. Rosendahl C.N. et Rosendahl S. 1991. Influence of VAM fungi (*Glomus spp.*) on the response of cucumber (*Cucumis sativus* L.) to salt stress. *Environmental and Experimental Botany*, 31 (3) : 313-318.
133. Ruellan A., 1976. Morphologie et répartition des sols calcaires dans les régions méditerranéennes et désertiques, Ed Algerian Annals of Agronomy, Volume 6, Numéro 1, Pages 12-39.
134. Ruiz-Lozano J.M. et Azcón R., 1995. Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal plants as affected by the fungal species and water status. *Physiologia Plantarum*, 95: 472-478
135. Ruiz-Lozano J.M., Azcón R. et Gomez M., 1996. Alleviation of salt stress by arbuscular *Glomus* species in *Lactuca sativa* plants. *Physiologia Plantarum*, 98: 767-772.
136. Sawers R. J., Gutjahr C. et Paszkowski U., 2008. Cereal mycorrhiza: an ancient symbiosis in modern agriculture. *Trends in plant science*, 13(2) : 93-97.
137. Schachtman D.P., Reid R.J. et Ayling S.M. 1998. Phosphorus uptake by plants: from soil to cell. *Plant Physiology*, 116 : 447-453.

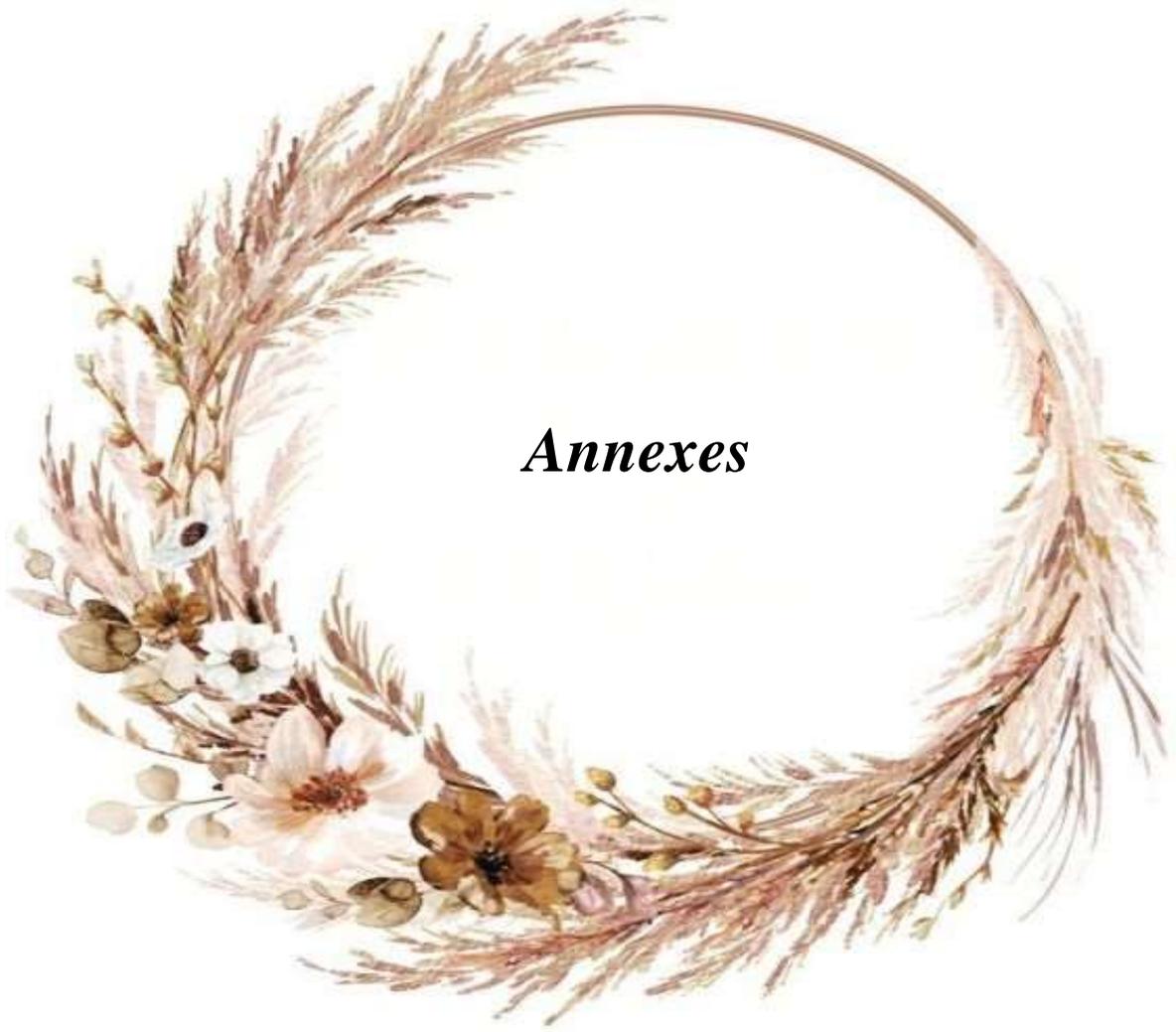
- 138.Schenck N.C et Kellan M.K., 1978. The influence of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizae on disease development. Gainesville, Univ. Florida, bulletin technique, 789 : 16 p.
- 139.Schenck N.C. et Perez Y., 1987. Manual for the identification of VA-mycorrhizal fungi, Synergistic Pub., Gainesville, 249 p.
- 140.Schenck N.C. et Perez Y., 1990. A Manual for identification of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi, INVAM, 3 rd. edn. Gainesville, Florida : University of Florida, 286 p.
- 141.Schwarzott D., Schüssler A. et Walker C., 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycol Res*, 105: 1413-1421.
- 142.Sieverding E., Friedrichsen J., et Suden W., 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems, 224 p.
- 143.Silva P. S., Royo V. A., Valerio H. M., Fernandes E. G., Queiroz M. V. et Fagundes M., 2021. Filtrates from cultures of endophytic fungi isolated from leaves of *Copaifera oblongifolia* (*Fabaceae*) affect germination and seedling development differently. *Brazilian Journal of Biology*, 83, 13 p.
- 144.Singh U., Akhtar O., Mishra R., Zoomi I., Kehri H. K. et Pandey D., 2021. Arbuscular Mycorrhizal Fungi: Biodiversity, Interaction with Plants, and Potential Applications. In *Industrially Important Fungi for Sustainable Development: Volume 1: Biodiversity and Ecological Perspectives* (Cham: Springer International Publishing. : 35-83.
- 145.Smith F.A. et Smith S.E. 1997. Transley Review N° 96. Structural diversity in (vesicular)-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *New Phytol.*, 137: 373- 388.
- 146.Smith S. E. et Read D. J., 2008. *Mycorrhizal Symbiosis* (Third Edition). Academic Press, New York., 787 p.
- 147.Smith Sally E. et David J. Read, 2010. *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, 800 p.
- 148.Solaiman M.Z. et Saito M., 2001. Phosphate efflux from intraradical hyphae of *Gigaspora margarita* in vitro and its implication for phosphorus translocation. *New Phytologist*, 151:525-533.
- 149.Soltner D., 1989. The bases of the vegetable production. Volume I. Ed. Ground, CSTA, Anger, 328 p.
- 150.Spichiger R.E., Savolainen V.V., Figeat M. et Jeanmonod D., 2004. Botanique systématique des plantes à fleurs : Une approche phylogénétique nouvelle des Angiospermes des régions tempérées et tropicales. 3^{ème} édition, Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, 413 p.

151. Sprent J.I. et Sprent P., 1990. Nitrogen Fixing Organisms: *Pure and Applied Aspects*. Chapman and Hall, 256 p.
152. Stevenin A., 2011. *Symbiose mycorhizienne : développement de nouvelles méthodes pour la synthèse de glycoconjugués bioactifs*. Thèse, Université Paris-Sud. Paris XI, 329 p.
153. Strullu D.G., 1991. Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées, Technique et Documentation. Lavoisier, 3ème Edition. Paris. 250 p.
154. Sugny D. et Sanglier J., 2022. De l'importance vitale des mycorhizes dans la lutte contre le réchauffement climatique. Ed. Société d'Histoire Naturelle du Pays de Montbéliard, 61 p.
155. Tommerup I. C., 1992. The role of mycorrhiza in plant populations and communities: Hypha-hypha interactions of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi and the consequences for population biology. *Mycorrhiza*, 1(3) : 123-125.
156. Tommerup I.C., 1984. Persistence of infectivity by germinated spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soil. *Trans Br Mycol Soc*, 82 : 275–282.
157. Toussaint J.P., St-Arnaud M. et Charest C., 2004. Nitrogen transfer and assimilation between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* Schenck & Smith and Ri T-DNA roots of *Daucus carota* L. In an in vitro compartmented system. *Canadian Journal of Microbiology*, 50 : 251-260.
158. Trouvelot A., Kough J.L. et Gianinazzi-Pearson V., 1986. Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche des méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. *The Mycorrhizae. In Physiology and Genetics*. V. Gianinazzi-Pearson and S. Gianinazzi, eds. INRA Presse, Paris, 217-221.
159. Uhlmann E., Gorke C., Petersen A. et Oberwinkler F., 2006. Arbuscular mycorrhizae from arid parts of Namibia. *Journal of Arid Environments*, 6: 221-237.
160. Uhrínová S., Smith M. H., Jameson G. B., Uhrín D., Sawyer L., et Barlow P. N., 2000. Structural changes accompanying pH-induced dissociation of the β -lactoglobulin dimer. *Biochemistry*, 39(13) : 3565-3574.
161. Van Der Heijden M. G. et Sanders I. R., 2002. Mycorrhizal ecology : synthesis and perspectives. In *Mycorrhizal ecology*, 481 p.
162. Walker P. H., 1963. Soil history and debris avalanche deposits along the Illawarra scarpland. *Soil Research*, 1(2) : 223-230.

163. Watrous K. M. et Cane J. H., 2011. Breeding Biology of the Threads talk Milkvetch, *Astragalus filipes* (*Fabaceae*), with a Review of the Genus. *The American Midland Naturalist*, 165 (2) : 225-240.
164. Wezel A., Rajot J. L. et Herbrig C., 2000. Influence of shrubs on soil characteristics and their function in Sahelian agro-ecosystems in semi-arid Niger. *Journal of arid environments*, 44(4) : 383-398.
165. Wink M., 2013. Evolution of secondary metabolites in legumes (*Fabaceae*). *South African Journal of Botany*, 89 : 164-175.
166. Wojciechowski M.F., Lavin M. et Sanderson M.J., 2004. A phylogeny of Legumes (*Leguminosae*) based on analysis of the plastid MATK gene resolves many well-supported subclades within the family. *American Journal of Botany*, 11 : 1846-2004.
167. YU T. E., EGGER K. N. et PETERSON L. R., 2001. Ectendomycorrhizal associations—characteristics and functions. *Mycorrhiza*, 11 : 167-177.
168. Zaidi A., Saghir Khan MD. et Amil MD., 2003. Interactive effect of rhizotrophic microorganism on yield and nutrient uptake of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *European Journal of Agronomy*, 19 (1) : 15-21.
169. Zeze A., Hosny M., Gianinazzi-Pearson V. et Dulieu H., 1996. Characterization of a highly repeated DNA sequence (SC1) from the arbuscular mycorrhizal fungus *Scutellospora castanea* and its detection in planta. *Applied and Environmental Microbiology*, 62(7) : 2443-2448.
170. Zhao D. et Zhao Z. 2007. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. *Applied Soil Ecology*. 37 : 118-128
171. Zougari-Elwed B., Sanaa M., Labibdi S. et Sahraoui A. L. H., 2012. Evaluation de la mycorrhization du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) dans la région du Djérid. *Revue de l'IN.A.T.* 28 (1) : 1-13.

Sites web

Site 1 : [Http://invam.caf.wvu.edu/Myc_Info/Taxonomy/species.htm](http://invam.caf.wvu.edu/Myc_Info/Taxonomy/species.htm).



Annexes

Annexes

Annexe 1



Figure 1. Photo de la station d'étude : Djellalia. (Originale, 2024)

Annexe 2

Données des précipitations). Station météo de Djelfa (1988-2020).

Années	MOIS	Jan	fev	Ma	Av	My	Jun	Jul	Ao	Sep	Oct	No	De
1988	Précipitation m/m	18.3	38.0	13.8	32.4	62.2	54.8	1.4	21.5	25.6	8.6	19.5	37.4
1989	Précipitation m/m	13.6	8.0	9.1	36.1	50.4	52.6	6.5	72.4	10.6	17.5	41.2	18.1
1990	Précipitation m/m	117.0	0.3	30.0	65.4	84.4	61.0	12.6	10.3	14.2	4.0	13.6	34.6
1991	Précipitation m/m	23.5	51.7	74.2	38.8	34.5	15.7	9.4	13.1	32.5	117.0	19.5	21.6
1992	Précipitation m/m	59.5	10.6	56.7	48.6	122.0	5.6	10.6	1.1	18.7	1.4	23.8	21.4
1993	Précipitation m/m	8.0	71.1	40.2	13.5	39.0	12.0	16.0	27.6	25.0	5.0	19.0	15.0
1994	Précipitation m/m	50.0	52.0	20.0	7.0	10.0	1.0	4.0	17.0	96.0	78.0	28.0	8.0
1995	Précipitation m/m	46.0	13.0	50.0	11.0	6.0	46.0	N,T	13.0	13.2	49.0	3.9	30.0
1996	Précipitation m/m	91.8	74.0	58.0	57.0	51.0	27.0	5.0	28.0	16.0	3.0	1.0	27.0
1997	Précipitation m/m	39.0	5.0	1.0	87.0	43.0	9.0	2.0	45.0	77.0	11.0	55.0	17.0
1998	Précipitation m/m	7.0	26.0	5.0	35.0	38.0	2.0	N,T	19.0	28.0	5.0	3.0	9.0
1999	Précipitation m/m	61.0	24.0	25.1	0.9	3.0	13.0	3.0	16.6	25.0	29.0	26.0	69.0
2000	Précipitation m/m	N,T	N,T	1.0	10.0	27.0	3.2	0.4	1.5	63.0	8.0	15.0	23.1
2001	Précipitation m/m	60.0	12.0	2.0	3.7	3.0	N,T	0.4	22.8	78.0	28.0	12.0	17.0
2002	Précipitation m/m	11.00	5.30	2.00	38.20	4.90	5.90	13.00	35.60	7.60	15.30	37.90	36.10
2003	Précipitation m/m	53.30	45.30	13.00	17.80	14.80	2.80	5.00	0.30	6.30	41.40	41.30	54.00
2004	Précipitation m/m	6.00	0.50	29.20	33.00	97.40	3.70	7.30	51.40	38.10	28.00	39.40	42.00
2005	Précipitation m/m	6.00	0.50	29.20	33.00	97.40	3.70	7.30	51.40	38.10	28.00	39.40	42.00
2006	Précipitation m/m	49.60	43.40	3.10	47.30	36.50	1.10	19.20	9.90	17.30	0.70	18.90	41.00
2007	Précipitation m/m	4.80	26.60	72.60	28.80	31.00	16.30	12.80	18.20	32.20	38.30	70.00	3.50
2008	Précipitation m/m	6.10	3.40	5.30	0.40	33.80	33.40	24.10	77.80	44.80	74.40	9.80	24.00
2009	Précipitation m/m	72.20	44.00	47.60	54.50	12.30	10.70	15.30	0.90	68.70	4.50	27.40	29.80
2010	Précipitation m/m	16.20	60.60	18.60	34.60	44.80	28.80	5.30	19.30	10.00	52.50	11.40	9.10
2011	Précipitation m/m	12.30	37.20	32.80	56.30	32.10	26.90	30.20	19.90	10.10	29.70	21.90	19.20
2012	Précipitation m/m	0.8	9	37	48.8	8.2	30.8	1.7	24.6	16.2	24.3	27.8	6.8
2013	Précipitation m/m	26.7	23.5	12.5	32.8	30.7	0	13.2	4.7	15	11	20.1	49
2014	Précipitation m/m	22.3	18.7	73.5	0.02	44.4	45.4	0	11.3	11.2	2.5	30.8	20.1
2015	Précipitation m/m	8.4	48.9	11.7	0.04	5.4	20.4	0	45.3	86	46.7	4.7	0
2016	Précipitation m/m	6.1	24.3	29.6	35.8	6.9	0.6	6.4	3.5	17.9	12.8	23.6	22.7
2017	Précipitation m/m	77.7	2.4	0.2	0.6	31.6	14	4.1	0	1	20.1	3	21.8
2018	Précipitation m/m	12.3	20.6	60	77.6	54	20	1.3	53.4	84	49.9	20.5	8.4
2019	Précipitation m/m	28.00	8.00	52.00	42.00	33.00	6.00	33.00	27.00	52.00	9.00	38.00	25.00
2020	Précipitation m/m	18.30	0.00	21.30	54.10	7.10	5.60	8.10	0.80	11.20	2.50	36.60	12.20

Annexe 3

Données des températures Station météo de Djelfa (1988-2020).

années	MOIS	Jan	Fev	Ma	Av	My	Jun	Juil	Ao	Sep	Oct	No	De
1988	Moy t° mini (°)	1.9	1.5	2.8	7.1	11.2	15.3	18.8	18.6	11.8	9.3	5.9	-0.3
1989	Moy t° mini (°)	-1.1	0.7	3.6	5.5	10.4	14.5	18.5	19.0	15.2	10.0	6.4	4.5
1990	Moy t° mini (°)	1.9	1.5	3.9	5.9	11.7	16.9	17.8	16.9	17.3	10.1	4.9	5.4
1991	Moy t° mini (°)	-0.7	0.8	4.5	4.9	7.5	14.7	18.4	16.5	15.0	9.3	3.1	4.5
1992	Moy t° mini (°)	-1.6	-1.5	2.4	4.9	9.3	11.4	16.3	16.8	13.6	8.2	7.4	1.6
1993	Moy t° mini (°)	-2.7	5.1	3.0	4.5	10.8	17.2	19.4	18.2	12.4	10.6	5.4	1.1
1994	Moy t° mini (°)	1.6	2.6	4.3	4.7	12.1	16.0	12.9	19.4	14.3	10.5	5.1	0.9
1995	Moy t° mini (°)	1.0	2.2	2.9	4.1	11.4	15.7	19.3	17.8	13.9	9.5	5.4	4.7
1996	Moy t° mini (°)	3.2	1.0	3.6	5.7	8.5	12.3	16.4	18.3	11.4	6.4	4.2	2.8
1997	Moy t° mini (°)	1.8	1.5	1.0	6.0	11.1	15.1	18.6	17.2	13.6	9.6	5.1	2.3
1998	Moy t° mini (°)	0.9	1.2	1.8	5.9	9.6	15.3	18.1	17.9	16.0	6.5	3.9	-1.0
1999	Moy t° mini (°)	0.8	2.8	3.4	5.9	12.7	17.4	18.4	20.9	15.5	11.9	3.7	1.1
2000	Moy t° mini (°)	-3.5	-0.3	3.3	6.3	11.8	14.1	19.6	16.5	13.8	8.4	4.8	1.8
2001	Moy t° mini (°)	1.0	0.2	6.2	5.0	9.6	16.2	19.6	19.3	15.4	12.7	4.0	1.1
2002	Moy t° mini (°)	0.70	0.50	4.00	6.40	10.80	16.10	18.30	17.90	13.20	9.30	5.70	3.20
2003	Moy t° mini (°)	0.90	0.70	4.10	6.80	10.50	16.90	20.10	18.90	14.10	11.70	5.00	1.10
2004	Moy t° mini (°)	1.10	1.60	4.00	5.40	8.00	14.90	18.00	19.10	13.90	11.50	2.80	1.40
2005	Moy t° mini (°)	-3.2	-2.1	4.60	6.50	12.50	16.10	20.90	18.50	14.00	10.70	4.30	0.80
2006	Moy t° mini (°)	-0.8	5.00	3.90	9.00	13.30	16.40	18.80	17.80	13.20	11.50	5.10	3.00
2007	Moy t° mini (°)	0.7	4.20	2.10	7.40	10.00	16.00	18.70	18.90	15.60	10.20	3.40	0.40
2008	Moy t° mini (°)	-0.2	1.40	3.40	6.40	11.30	14.70	20.00	18.70	15.60	10.20	3.20	0.60
2009	Moy t° mini (°)	1.20	0.20	3.30	3.60	10.30	15.60	19.60	19.30	13.30	8.40	4.90	3.30
2010	Moy t° mini (°)	2.70	3.30	4.80	7.40	9.20	14.70	19.60	19.30	14.80	9.50	5.60	2.30
2011	Moy t° mini (°)	1.40	0.30	3.50	8.40	10.40	14.70	18.70	18.70	15.90	8.30	5.00	1.10
2012	Moy t° mini (°)	-0.60	-2.7	3.2	6.3	10.8	18.2	20.5	19.4	15.3	10.6	6.2	18
2013	Moy t° mini (°)	1.70	0.1	4.8	6.4	9.5	13.9	19.1	16.8	15	13.6	4	0.05
2014	Moy t° mini (°)	2.00	2.6	2.5	7.1	11	14.9	19	19.6	17.4	110	7.3	1.3
2015	Moy t° mini (°)	0.00	0.3	3.3	8.7	12	14	18.5	19.1	15.4	10.7	4.2	0.6
2016	Moy t° mini (°)	3.00	2.8	3.5	8.6	11.7	15.9	19.2	18.5	14.2	11.5	5.1	2.1
2017	Moy t° mini (°)	-0.06	3	4.3	7.2	14.1	17.2	27.2	20.4	14.2	8.6	3.6	1
2018	Moy t° mini (°)	2.00	0.08	5.1	7.5	15.1	15.1	21.7	16.9	16.4	9.2	5.4	2.1
2019	Moy t° mini (°)	3.00	3.00	7.00	10.00	15.00	23.00	26.00	25.00	20.00	14.00	7.00	7.00
2020	Moy t° mini (°)	0.40	3.50	5.70	9.00	12.90	16.10	19.70	20.90	14.60	8.40	6.30	3.00

années	MOIS	Jan	Fev	Ma	Av	My	Jun	Juil	Ao	Sep	Oct	No	De
1988	Moy t° max (°)	10.8	11.6	15.4	19.9	24.3	27.9	34.5	33.8	26.7	22.8	15.4	9.2
1989	Moy t° max (°)	9.0	12.8	17.3	16.8	24.2	27.5	32.7	33.0	28.3	22.0	17.4	14.1
1990	Moy t° max (°)	8.1	17.2	16.4	17.1	22.6	31.5	32.6	31.9	30.7	23.1	14.8	8.7
1991	Moy t° max (°)	9.6	9.2	14.1	15.5	20.0	29.4	34.1	33.2	28.3	18.5	14.3	8.6
1992	Moy t° max (°)	9.0	12.1	12.3	16.4	21.9	25.6	31.1	33.5	29.5	21.4	15.8	11.2
1993	Moy t° max (°)	11.2	9.0	14.6	17.6	23.6	31.4	34.5	33.4	25.6	22.1	13.8	11.9
1994	Moy t° max (°)	9.5	13.3	17.6	16.9	28.6	31.9	35.7	35.7	27.6	19.6	16.3	12.0
1995	Moy t° max (°)	9.7	15.4	13.9	17.7	26.3	29.3	34.2	32.3	26.0	21.1	16.5	12.7
1996	Moy t° max (°)	10.7	8.2	13.4	16.5	21.4	26.0	31.9	32.8	24.5	20.3	15.4	12.0
1997	Moy t° max (°)	9.7	14.2	16.1	16.6	24.3	30.8	33.8	31.2	25.2	21.0	14.1	10.9
1998	Moy t° max (°)	10.0	12.9	15.7	19.2	20.8	29.8	34.9	32.9	28.6	18.9	14.8	9.8
1999	Moy t° max (°)	8.8	8.0	13.5	2.5	27.3	32.5	34.2	36.1	28.0	23.8	12.4	9.1
2000	Moy t° max (°)	9.1	14.0	17.6	20.2	25.1	29.7	34.5	32.8	27.5	18.5	15.1	12.8
2001	Moy t° max (°)	10.2	11.6	19.2	19.1	23.3	32.6	35.4	33.9	28.1	25.6	14.2	10.9
2002	Moy t° max (°)	10.70	14.60	16.80	18.60	24.00	31.40	33.10	31.10	26.70	22.80	14.30	12.10
2003	Moy t° max (°)	8.20	9.00	15.70	18.90	24.70	31.30	35.50	33.00	27.70	21.90	13.90	8.40
2004	Moy t° max (°)	10.40	14.70	16.30	17.20	18.90	29.30	32.90	33.90	26.90	23.70	13.00	8.90
2005	Moy t° max (°)	8.90	8.00	16.10	20.00	28.10	30.50	36.20	33.10	26.20	21.80	14.20	8.80
2006	Moy t° max (°)	6.30	9.10	16.70	22.10	26.00	30.60	34.20	33.00	25.50	24.70	16.20	9.00
2007	Moy t° max (°)	12.70	12.50	12.50	16.70	23.30	31.20	34.40	33.50	28.20	20.30	14.10	9.60
2008	Moy t° max (°)	12.20	13.40	15.40	21.00	23.50	28.60	35.30	33.80	26.40	18.70	11.80	8.10
2009	Moy t° max (°)	8.00	10.30	14.70	14.80	24.60	31.40	35.50	34.20	24.20	21.70	17.00	13.90
2010	Moy t° max (°)	11.10	13.00	15.80	20.00	21.60	29.60	35.10	34.00	27.20	21.20	14.00	13.10
2011	Moy t° max (°)	11.80	10.10	13.00	21.30	22.60	27.80	33.50	34.00	29.80	20.10	14.00	9.90
2012	Moy t° max (°)	9.6	6.6	14.6	17.3	25.9	33	35.8	35.3	27.6	21.6	15.2	10.7
2013	Moy t° max (°)	9.7	9.3	14.5	19.5	22	29	33.8	32.3	27.8	26.1	12.6	9.6
2014	Moy t° max (°)	10.3	12.5	12.1	21	25.2	28	33.9	34	29	24.3	15.7	8.6
2015	Moy t° max (°)	9.5	6.9	14.8	22.3	27.1	28.8	34.5	34.3	27.2	21.1	15.3	13.4
2016	Moy t° max (°)	13.6	13	13.8	20.7	25.4	30.7	34.1	32.6	26.8	24.4	14.6	10.8
2017	Moy t° max (°)	6.8	13.7	17.2	20.5	27.3	31.3	39	34.2	27.7	21.6	15.2	9.1
2018	Moy t° max (°)	11.2	9.5	14.2	17.9	21	28.6	36.3	29.5	27.6	18.6	13.6	13.1
2019	Moy t° max (°)	9.00	12.00	16.00	20.00	24.00	34.00	36.00	34.00	29.00	22.00	13.00	13.00
2020	Moy t° max (°)	10.20	16.80	14.40	17.70	25.50	28.70	33.40	34.10	26.70	20.70	15.30	10.20

Annexe 5

Formules de calcul des paramètres de la colonisation endomycorhizienne définies par Trouvelot *et al.* (1986).

Les paramètres d'estimation de taux de mycorhization F %, M %, m %, a %, A % sont calculés d'après les formules suivantes :

- Fréquence des mycorhizes dans le système racinaire

$$F \% = (\text{nb de fragments myco} / \text{total nb}) * 100$$

- Intensité de la colonisation mycorhizienne dans le système racinaire

$$M \% = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / (\text{nb total})$$

Où n_5 = nombre de fragments classés 5 ; n_4 = nombre de fragments 4, etc.

- Intensité de la colonisation mycorhizienne dans les fragments de racines

$$m \% = M * (\text{nb total}) / (\text{nb myco})$$

- Abondance des arbuscules dans les parties mycorhiziennes des fragments de racines

$$a \% = (100mA_3 + 50mA_2 + 10mA_1) / 100$$

Où mA_3 , mA_2 , mA_1 sont les % de m, classés A3, A2, A1, respectivement, avec

$$mA_3 = ((95n_5A_3 + 70n_4A_3 + 30n_3A_3 + 5n_2A_3 + n_1A_3) / \text{nb myco}) * 100 / m \text{ et identiques pour } A_2 \text{ et } A_1.$$

- Abondance d'arbuscules dans le système racinaire

$$A \% = a * (M / 100)$$

Annexe 6

Normes de comparaison des analyses physico-chimiques des sols (Soltner, 1989)

pH	Classes	Désignation
5 - 5,5	Très Acide	
5,5 - 5,9	Acide	
6 - 6,5	Légèrement acide	
6,6 - 7,2	Neutre	Neutre
7,3 - 8	Alcaline	Alcaline
> 8	Très Alcaline	Très alcaline

Annexe 7

Classification des sols en fonction de la conductivité électrique indiquant le degré de salinité du sol (Aubert, 1978)

Degrés de salinité de sol	CE (mS/cm) 25°C	Désignation
Non salé	0-0.6	Non salé
Peu salé	0.6-	Peu salé
Salé	1.2- 2.4	Salé
Très salé	2.4- 6	Très salé
Extrêmement salé	6 <	

Anexe 8

Normes d'interprétation des pourcentages de la matière organique (ITA, 1977).

Taux de la matière organique	Classe de sols	Désignation
< 1	Très pauvre	Très pauvre
1 à 2	Pauvre	Pauvre
2 à 4	Moyenne	Moyenne
> 4	Riche	

Annexe 9

Normes d'interprétation des pourcentages de calcaire total (Baize, 1998).

Calcaire (%)	Classe de sols	Désignation
≤ 1	Non calcaire	
$1 \leq \text{CaCO}_3 \leq 05$	Peu calcaire	
$5 \leq \text{CaCO}_3 \leq 25$	Modérément calcaire	Modérément calcaire
$25 \leq \text{CaCO}_3 \leq 50$	Fortement calcaire	Fortement calcaire
$50 \leq \text{CaCO}_3 \leq 80$	Très fortement calcaire	Très fortement calcaire
$\text{CaCO}_3 > 80$	Excessivement calcaire	

Résumé

Notre travail vise à étudier la relation mycorhizienne avec l'espèce *Genista aspalathoides* Lam. de la famille des *Fabaceae*. Les échantillons ont été prélevés dans un bioclimat aride avec un hiver froid à Djelfa (Djellalia). Dans ce travail, nous avons entrepris d'évaluer le taux d'infection fongique. La technique de Philips et Hayman (1970), qui permet de mettre en évidence l'infection mycorhizogène des racines en deux saisons (hiver et printemps). L'estimation de la mycorhization a été réalisée selon la méthode de Trouvelot et al. (1986). Quatre paramètres ont été estimés ; Fréquence de l'infection (F%), intensité de colonisation (M%), teneur arbusculaire (A%) et la richesse arbusculaire de la partie mycorhizées (a%). Nos résultats montrent la présence de champignons symbiotiques de type endomycorhize à arbuscules (CMA). La colonisation par ces CMA atteint 100 %. L'hiver est la saison qui cumule les valeurs les plus importantes. Un total de 11 espèces de champignons mycorhiziens a été isolé. Cet ensemble est dominé par deux familles (*Glomeraceae* et *Acaulosporaceae*), avec 6 genres (*Glomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Entrophospora*, *Diversispora*, *Septoglomus*).

Mots clés : *Genista aspalathoides* , Djellalia , *Fabaceae* , CMA , bioclimat aride, spore.

الملخص

يهدف عملنا إلى دراسة علاقة الفطريات الجذرية مع النوع (*Genista aspalathoides* Lam.) من عائلة *Fabaceae*. تم أخذ العينات في مناخ حيوي جاف مع شتاء بارد في الجلفة (الجلالية). في هذا العمل، شرعنا في تقييم معدل العدوى الفطرية بتقنية Philips et Hayman (1970) التي تمكن من إثبات الإصابة بالميكوريزوجينا للجذور في موسمين (الشتاء والربيع). تم تقدير الفطريات الفطرية وفق طريقة (Trouvelot et al. 1986). تم تقدير أربع وسائط : تواتر الإصابة (F%) وكثافة الاستعمار (M%) والمحتوى المفصلي (A%) والثراء المفصلي للجزء الفطري (a%). تظهر نتائجنا وجود فطريات تكافلية من نوع الفطريات البطانية المفصلية (CMA). يصل الاستعمار بواسطة CMA إلى 100%. الشتاء هو الموسم ذو أعلى القيم. تم عزل ما مجموعه 11 نوعا من الفطريات الميكوريزا. تهيمن على هذه المجموعة عائلتين (*Acaulosporaceae* و *Glomeraceae*)، مع 6 أجناس (*Septoglomus* ، *Diversispora* ، *Entrophospora* ، *Gigaspora* ، *Acaulospora* ، *Glomus*).

الكلمات المفتاحية : جنستا اسبيلتويدس ، جلالية ، الفصيلة البقولية ، فطريات جذرية شجيرية ، المناخ الحيوي الجاف ، بوغ.

Abstract

Our work aims to study the mycorrhizal relationship with the species (*Genista aspalathoides*Lam) of the *Fabaceae* family. The samples were taken in an arid bioclimate with a cold winter in Djelfa (Djellalia). In this work, we set out to evaluate the rate of fungal infection. The technique of (Philips and Hayman, 1970), which makes it possible to demonstrate the mycorrhizogenic infection of the roots in two seasons (winter and spring). The estimation of mycorrhization was carried out according to the method of (Trouvelot et al., 1986). Four parameters were estimated; Frequency of infection (F%), colonization intensity (M%), arbuscular content (A%) and arbuscular richness of the mycorrhizal part (a%). Our results show the presence of symbiotic fungi of the arbuscular endomycorrhiza (CMA) type. Colonization by these CMA reaches 100%. Winter is the season with the highest values. a total of 11 species of mycorrhizal fungi have been isolated. This set is dominated by two families (*Glomeraceae* and *Acaulosporaceae*), with 6 genera (*Glomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Entrophospora*, *Diversispora*, *Septoglomus*).

Key words: *Genista aspalathoides*, Djellalia, *Fabaceae*, CMA, arid bioclimate, spore.