

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 عين تموشنت بلحاج بوشعيب
Université –Ain Temouchent- Belhadj Bouchaib
Faculté des Sciences et de Technologie
Département de Biologie



Projet de Fin d'Etudes
En vue de l'obtention du diplôme de Master en : Microbiologie Appliquée
Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences biologiques
Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème

Contribution à l'étude du potentiel mycorhizogène des sols salins de la région du Douaima (Ain Temouchent)

Soutenu le : 29/06/2026

Présenté Par :

- 1) Melle : Hadjoub Chaimaa
- 2) Melle : Kadri Nor El Houda Manel

Devant le jury composé de :

Dr Lachachi Meryem	M C A	UAT.B.B (Ain Temouchent)	Président
Dr Benelhadj Djelloul Saadia	M C A	UAT.B.B (Ain Temouchent)	Examineur
Dr Bouazza Marouf Khadidja	M C B	UAT.B.B (Ain Temouchent)	Encadrant

Année Universitaire 2025/2026



Remerciement

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Avant toute chose, je rends grâce à Allah, le Tout-Puissant et le Très Miséricordieux, pour la santé, la force, la patience et la persévérance qu'il m'a accordées tout au long de ce parcours, Alhamdoulillah.

Nous adressons nos plus sincères remerciements à notre encadrante, **Dr Bouazza Marouf Khadidja**, Maître de conférences classe « B » au Département de Biologie de l'Université d'Aïn Témouchent, pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant d'encadrer ce mémoire. Nous lui sommes particulièrement reconnaissantes pour sa disponibilité, son accompagnement attentif, ses précieux conseils, sa rigueur scientifique, sa patience et ses encouragements constants. Son professionnalisme, son sens de l'écoute, la pertinence de ses remarques et la qualité de son encadrement ont constitué une source de motivation permanente et ont contribué de manière déterminante à la réalisation de ce travail. Qu'elle trouve ici l'expression de notre sincère reconnaissance, de notre vive gratitude et de notre plus haute considération.

Nous adressons également nos sincères remerciements aux membres du jury.

Nous sommes profondément honorées que **Dr Lachachi Meryem**, Maître de conférences classe « A » au Département de Biologie de l'Université d'Aïn Témouchent, ait accepté de présider ce jury. Nous la remercions vivement pour l'intérêt qu'elle a porté à notre travail, pour sa disponibilité et pour sa bienveillance.

Nous exprimons également notre profonde gratitude à **Dr Benelhadj Djelloul Saadia**, Maître de conférences classe « A » au Département de Biologie de l'Université d'Aïn Témouchent, pour avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce travail. Nous lui adressons nos sincères remerciements pour l'attention qu'elle a accordée à cette étude.

Nous remercions chaleureusement les ingénieurs du laboratoire pédagogique de la Faculté, en particulier **M. Norddine**, **Mme Leila**, **Mme Belkebir S**, et **Mme Bentaouzina N**, pour leur disponibilité, leur patience, leur accompagnement et leur précieuse assistance tout au long des travaux pratiques.

Nous exprimons également notre reconnaissance à l'ensemble des enseignants du Département de Biologie pour la qualité de leur enseignement, leurs conseils avisés et les connaissances qu'ils nous ont transmises tout au long de notre parcours universitaire.

Enfin, nous adressons nos sincères remerciements à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire.



بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

À ma grand-mère

Que Dieu lui accorde Sa miséricorde, pour son amour inconditionnel, ses prières et la lumière qu'elle a laissée dans ma vie.

À mes parents

Qui ont sacrifié sans compter pour mon bonheur et mon avenir, pour leur amour infini, leur patience, leur soutien inconditionnel et tous les efforts qu'ils ont déployés afin que je puisse arriver jusqu'ici. Sans vous, ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.

À frère et mes sœurs

Mohamed, Safaa et Salsabil, pour leur présence, leur affection et leur complicité tout au long de ce parcours.

À mon meilleur ami Chaima,

Merci d'avoir été à mes côtés à chaque étape de ce travail et d'avoir illuminé chaque page de ce mémoire par ton soutien et ta présence. Tu as été un véritable pilier, rendant ce parcours plus léger et plus beau.

À moi-même

Pour mon courage et ma persévérance tout au long de ce travail. Ce mémoire est le fruit de mes efforts. Je suis fière de moi

À tous ceux qui m'ont soutenue et ont prié pour ma réussite dans ce mémoire, merci pour votre bienveillance et vos encouragements. Votre soutien a été une véritable source de force pour moi.

Kadri nor el houda



بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

À ma très chère maman, Fatima,

Source d'amour, de tendresse et de force, tu as toujours été mon refuge et mon soutien dans les moments difficiles, Les mots ne suffisent pas pour exprimer ma gratitude. Merci pour tes sacrifices, ton soutien, tes conseils et tes prières constantes. Grâce à ton amour et ta confiance, j'ai pu avancer et atteindre mes objectifs, ce travail est le fruit de ton dévouement et de ton accompagnement depuis mon enfance, j'espère aujourd'hui te rendre fière et rester digne de ta confiance. Que Dieu te protège et t'accorde santé et longue vie.

À mon cher père, Mohammed,

Pilier fondamental de ma vie, symbole de force, de courage et de persévérance, je te dédie ce travail avec un immense respect et une profonde gratitude. Merci pour tous les sacrifices que tu as consentis afin de m'offrir les meilleures conditions pour réussir, il est le fruit de tes efforts, de ta patience et de tout l'amour que tu m'as donné. J'espère qu'il sera pour toi une source de fierté et le témoignage de ma profonde reconnaissance.

À mon cher frère, Safi,

Mon compagnon de route et mon soutien de tous les instants, merci d'avoir toujours été présent à mes côtés. Tu n'as pas toujours eu besoin de parler ou de me donner des conseils ; ta simple présence a souvent suffi à me rassurer, à me réconforter et à me donner la force d'avancer. Savoir que je pouvais compter sur toi a toujours été une source de force et de sérénité.

À ma chère grand-mère Mimouna

À mes chères tantes Nacera et Naïma, ainsi qu'à mon cher oncle Ameur,

Merci pour votre amour, votre tendresse et vos prières qui m'ont toujours accompagnée. Que Dieu vous protège, vous garde en bonne santé et vous comble de ses bénédictions.

À ma très chère amie et binôme, Houda,

Tu as été une véritable amie, une confidente et une compagne de réussite. Merci pour tous les moments de travail, les encouragements, les échanges et les défis que nous avons relevés ensemble. Je te souhaite une brillante réussite, beaucoup de bonheur et un avenir rempli de succès.

Hadjoub Chaimaa

Sommaire

Remerciement

didcace

Résumé

Abstract

ملخص

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Chapitre I: Synthèse bibliographique

I. Les mycorhizes 3

1 Définition de la symbiose mycorhizienne..... 3

2 Diversité structurale des interactions mycorhiziennes 3

3 Mycorhizes à arbuscules (MA)..... 6

3.1 Partenaire fongique de la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA)..... 6

3.2 Phylogénie de la taxonomie actuelle 6

3.3 Structure des CMA 8

3.3.1 Les hyphes extraradiculaires 8

3.3.2 Les spores 8

3.3.3 Les arbuscules 8

3.3.4 Les vésicules 9

3.4 Cycle de vie des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) 9

3.5 Partenaire végétal de la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA) 11

4 Importance des mycorhizes à arbuscules 12

4.1 Nutrition minérale des plantes 12

4.2 Tolérance des plantes aux stress abiotiques 12

4.3 Tolérance des plantes aux stress biotiques 13

4.4 Intérêt écologique 13

II. Généralités sur les sols salins 13

1 Définition des sols salins 13

2	Origine et cause des sols salins.....	14
3	Classification des sols salins.....	16
3.1	Classification agronomique selon le degré de salinité (basée sur l'ECe).....	16
3.2	Classification des sols affectés par les sels selon leur nature	17
3.3	Classification selon la World Reference Base for Soil Resources (WRB)	17
4	Effets de la salinité sur les propriétés physiques, chimiques et biologiques des sols :.....	18
4.1	Effets sur les propriétés physiques	18
4.2	Effets sur les propriétés chimiques	19
4.3	Effets sur les propriétés Biologique.....	19

Chapitre II : Matériel et méthodes

1	Contexte géographique et environnemental de la zone humide de Douaima	21
2	Prospection botanique	23
3	Choix de la plante d'intérêt.....	23
4	Echantillonnage.....	23
5	Analyse physico-chimique du sol	25
5.1	Analyse granulométrique.....	25
5.1.1	Analyse granulométrique par vois sèche.....	26
5.1.2	Analyse par sédimentation	26
5.2	Essai de bleu de méthylène.....	27
5.3	Masse volumique des particules solides (dS)	27
5.4	Mesure du pH	27
5.5	Mesure de la conductivité électrique (CE)	28
5.6	Détermination de la matière organique	28
5.7	Dosage du calcaire (CaCo3)	28
6	Détection et évaluation de la colonisation racinaire MA	29
6.1	Coloration des racines	29
6.2	Evaluation de la colonisation racinaire de MA	30
7	Détermination du potentiel infectieux mycorrhizogène (PIM)	31
8	Extraction et estimation de la densité des spores de CMA	33

chapitre III : Résultats et discussion

1	Caractéristiques floristiques de la zone humide de Douaïma	35
2	Analyse physico-chimique	37
3	Détection et évaluation de la colonisation racinaire MA	40
3.1	Mise en évidence de la colonisation racinaire MA	40
3.2	Evaluation de la colonisation racinaire MA	41
4	Potentiel Infectieux Mycorhizogene (PIM)	42
4.1	Observation des systèmes racinaires	43
4.2	Calcul du PIM ₅₀	45
5	Estimation de la densité des spores MA	49
	Conclusion et perspectives	52
	Références bibliographiques	54

Résumé

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer le potentiel mycorhizogène des sols salins dans la zone humide de Douaïma, commune de Hammam Bouhajar, wilaya d'Aïn Témouchent. Pour ce faire, plusieurs indicateurs physico-chimiques et biologiques ont été étudiés : la texture du sol, le pH, la conductivité électrique, le potentiel d'oxydo-réduction, les solides dissous totaux (TDS), la teneur en NaCl, la teneur en matière organique et dosage du calcaire. Les indicateurs biologiques retenus sont la colonisation mycorhizienne racinaire, la densité des spores ainsi que le potentiel infectieux mycorhizogène (PIM). Une attention particulière a été portée à l'impact de l'espèce pionnière halophyte *Salicornia fruticosa* sur les dynamiques mycorhiziennes des sols rhizosphériques. Les résultats ont révélé une densité sporale relativement faible dans l'ensemble des sols (238 spores/g dans le sol 1 et 199 spores/g dans le sol 2 et contre 182 spores/g dans le sol nu), probablement due aux contraintes de salinité. Le potentiel infectieux mycorhizien (PIM) modère dans les sols rhizosphériques (42,13 pour le sol 1 et 32,40 pour le sol 2) et très faible dans le sol nu (66,89). Sur le plan physico-chimique, les sols présentent une texture limoneux-argileuse (sol 1 et sol nu) à limoneux-sableuse (sol 2), une teneur modérée en matière organique (2,04 % dans le sol 1, 4,22 % dans le sol 2 et 2,57 % dans le sol nu), un pH alcalin (7,95 en sol 1, 8,12 sol 2 et 8,11 dans sol nu) et une conductivité électrique moyenne à modérée. Les résultats obtenus montrent que, malgré les contraintes imposées par la salinité, les sols rhizosphériques associés à *Salicornia fruticosa* conservent un potentiel mycorhizien fonctionnel. Ces observations suggèrent que cette halophyte pourrait contribuer au maintien des communautés de champignons mycorhiziens arbusculaires dans les milieux salins. Ainsi, les CMA pourraient constituer un levier intéressant pour les programmes de restauration et de réhabilitation des sols salins des zones humides côtières.

Mots clés : Potentiel infectieux mycorhizogène (PIM), champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), sols salins, *Salicornia fruticosa*, biorestauration.

Abstract

The main objective of this study is to evaluate the mycorrhizogenic potential of saline soils in the Douaima wetland, in the commune of Hammam Bouhajar, Aïn Témouchent province. To achieve this, several physico-chemical and biological indicators were studied : soil texture, pH, electrical conductivity, redox potential, total dissolved solids (TDS), NaCl content, organic matter content, and calcium carbonate dosage. The selected biological indicators are root mycorrhizal colonization, spore density, and mycorrhizal infective potential (MIP). Particular attention was given to the impact of the pioneer halophyte species *Salicornia fruticosa* on the mycorrhizal dynamics of the rhizospheric soils. The results revealed a relatively low spore density across all soils (238 spores/g in soil 1 and 199 spores/g in soil 2, compared to 182 spores/g in bare soil), probably due to salinity constraints. The mycorrhizal infective potential (MIP) was moderate in the rhizospheric soils (42.13 for soil 1 and 32.40 for soil 2) and very low in bare soil (66.89). On the physico-chemical level, the soils have a silty-clayey texture (soil 1 and bare soil) to silty-sandy (soil 2), a moderate organic matter content (2.04% in soil 1, 4.22% in soil 2, and 2.57% in bare soil), an alkaline pH (7.95 in soil 1, 8.12 in soil 2, and 8.11 in bare soil), and moderate to average electrical conductivity. The obtained results show that, despite the constraints imposed by salinity, the rhizospheric soils associated with *Salicornia fruticosa* maintain a functional mycorrhizal potential. These observations suggest that this halophyte could contribute to the maintenance of arbuscular mycorrhizal fungi communities in saline environments. Thus, AMF could constitute an interesting lever for restoration and rehabilitation programs of saline soils in coastal wetlands.

Keywords: Mycorrhizal infective potential (MIP), arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), saline soils, *Salicornia fruticosa*, biorestation.

ملخص

الهدف الرئيسي لهذه الدراسة هو تقييم الإمكانية الميكوريزية (القدرة على تكوين الميكوريزا) للترب الملحية في منطقة رطبة دويماء، ببلدية حمام بوحجر، ولاية عين تموشنت. ولتحقيق ذلك، تمت دراسة عدة مؤشرات فيزيوكيميائية وبيولوجية: قوام التربة، درجة الحموضة (pH)، التوصيلية الكهربائية، جهد الأكسدة-الاختزال، المواد الصلبة الذائبة الكلية (TDS)، محتوى كلوريد الصوديوم (NaCl)، محتوى المادة العضوية، وقياس الكربونات الكلزية. أما المؤشرات البيولوجية المعتمدة فهي: الاستعمار الميكوريزي للجذور، كثافة الأبواغ، والإمكانية المعدية الميكوريزية (PIM) وقد أولى اهتمام خاص لتأثير النوع الرائد الملحي *Salicornia fruticosa* على ديناميكيات الميكوريزا في ترب الريحوسفير (المنطقة المحيطة بالجذور). أظهرت النتائج كثافة أبواغ منخفضة نسبياً في جميع الترب (238 أبوغ/غ في التربة 1 و 199 أبوغ/غ في التربة 2، مقابل 182 أبوغ/غ في التربة العارية)، ويرجع ذلك على الأرجح إلى قيود الملوحة. كانت الإمكانية المعدية الميكوريزية (PIM) متوسطة في ترب الريحوسفير (42.13 في التربة 1 و 32.40 في التربة 2) ومنخفضة جداً في التربة العارية (66.89). من الناحية الفيزيوكيميائية، تتميز الترب بقوام طيني-غريني (التربة 1 والتربة العارية) إلى رملي-غريني (التربة 2)، ومحتوى معتدل من المادة العضوية (2.04% في التربة 1، 4.22% في التربة 2، و 2.57% في التربة العارية)، ودرجة حموضة قلبية (7.95 في التربة 1، 8.12 في التربة 2، و 8.11 في التربة العارية)، وتوصيلية كهربائية متوسطة إلى معتدلة. تُظهر النتائج المتحصل عليها أنه، على الرغم من القيود التي تفرضها الملوحة، فإن الترب الريحوسفيرية المرتبطة بـ *Salicornia fruticosa* تحافظ على إمكانية ميكوريزية وظيفية. تشير هذه الملاحظات إلى أن هذا النبات الملحي يمكن أن يساهم في الحفاظ على مجتمعات الفطريات الميكوريزية المتفرعة في البيئات الملحية. وبالتالي، يمكن أن تشكل الفطريات الميكوريزية المتفرعة (CMA) رافعة مهمة لبرامج الترميم وإعادة التأهيل للترب الملحية في المناطق الرطبة الساحلية.

الكلمات المفتاحية: الإمكانية المعدية الميكوريزية (PIM)، الفطريات الميكوريزية المتفرعة (CMA)، الترب الملحية، *Salicornia fruticosa*، الترميم البيولوجي.

Liste des figures

Figure 1 : Les deux principaux types d'associations mycorhiziennes, avec leurs caractéristiques structurales sur une coupe transversale de racine (Bücking <i>et al.</i> , 2012).....	5
Figure 2 : Arbre phylogénétique des <i>Gloméromycètes</i> . D'après (Redecker <i>et al.</i> , 2013).....	7
Figure 3 : Coupe de racine colonisée avec les différentes structures endomycorhiziennes. (Fortin <i>et al.</i> , 2016).	9
Figure 4 : Coupe de racine colonisée avec les différentes structures endomycorhiziennes. (Fortin <i>et al.</i> , 2016).	11
Figure 5 : Répartition des sols salins du Nord de l'Algérie (INSID, 2008).	16
Figure 6 : Site d'étude de la région de Douaima (Photo prise le 21/02/26).	22
Figure 7 : Localisation du site d'étude (https://maps.app.goo.gl/WKsq6asVoSdpTz5t8).	22
Figure 8 : L'espèce végétale <i>Salicornia fruticosa</i>	24
Figure 9 : Echantillonnage des sols.....	25
Figure 10 : Notation de la colonisation mycorhizienne et de la richesse en arbuscules (Trouvelot <i>et al.</i> , 1986).	30
Figure 11 : les graines prégermées de sorgho.	33
Figure 12 : Les espèces végétales de la région, A: <i>Juncus maritimus</i> , B: <i>Atriplex halimus</i> , C: <i>Beta macrocarpa</i>	36
Figure 13 : L'espèce végétale <i>Salicornia fruticosa</i>	36
Figure 14 : Structures mycorhizienne observées dans les racines de la plante <i>salicorne</i> colorées par le bleu de Trypan (G $\times 10$ et $\times 40$).	41
Figure 15 : Des cultures de Sorgho après 15 jours (6 dilutions $\times$ 3 répétitions $\times$ 3 sol).	43
Figure 16 : Les plantules de sorgho déterrées	44
Figure 17 : Structures mycorhizienne observées dans les racines Sorgho colorées par le bleu de Trypan (G $\times 10$ et $\times 40$).	45
Figure 18 : Les régressions linéaires 1,2, 3 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol rhizosphérique1.	46
Figure 19 : Les régressions linéaires 4, 5,6 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol 2.	46
Figure 20 : Les régressions linéaires 7, 8,9 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol nu.	47
Figure 21 : Observation microscopique des spores (Gr $\times 10$ et $\times 40$) du tamis 45 μm	50
Figure 22 : Observation microscopique des spores (Gr $\times 10$ et $\times 40$) du tamis 250.....	51

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les différents types de mycorhizes (Smith et Read, 2008).....	3
Tableau 2 : Classification des sols selon leur degré de salinité et de sodicité (critères ECe, ESP et pH), Adapté de FAO (2006) et IUSS Working Group WRB (2022).	18
Tableau 3 : Les paramètres de mycorhization définis par Trouvelot <i>et al.</i> (1986).	31
Tableau 4 : Différentes quantités de sol non stérilisé et stérilisé utilisées pour les dilutions.	32
Tableau 5 : Résultats des paramètres physico-chimiques des trois types de sol.	37
Tableau 6 : Les différents paramètres d'estimation du degré de la colonisation des racines de <i>Saliconia fruticosa</i>	42
Tableau 7 : Les pourcentages des plantules mycorhizées de chaque dilution de test.	44
Tableau 8 : Le potentiel infectieux mycorhizogène des trois sols.	47
Tableau 9 : Densité des spores MA (nombre de spores/100 g de sol).....	49

Introduction

Introduction

La salinisation des sols est reconnue comme l'une des principales formes de dégradation des terres dans les régions arides et semi-arides. Elle constitue une contrainte majeure limitant la productivité des écosystèmes naturels et agricoles (FAO, 2021 ; Hassani *et al.*, 2021). Ce phénomène correspond à une accumulation excessive de sels solubles dans le sol, entraînant une altération de ses propriétés physico-chimiques et biologiques. Il induit chez les plantes un stress osmotique et ionique qui perturbe l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs, ce qui conduit à une diminution de la croissance végétale, de la fertilité des sols et de la biodiversité.

Face à cette problématique, la mycorhization apparaît comme une solution biologique prometteuse permettant d'atténuer les effets du stress salin. Elle repose sur l'association symbiotique entre les plantes et les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), qui contribuent à améliorer la tolérance des végétaux aux conditions environnementales défavorables (Evelin *et al.*, 2009 ; Boorboori *et al.*, 2025).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) établissent une symbiose mutualiste avec les racines de la majorité des plantes terrestres. Cette association permet d'augmenter considérablement la surface d'absorption des racines grâce au réseau d'hyphes fongiques, facilitant ainsi l'acquisition de l'eau et des éléments minéraux, notamment du phosphore. En conditions de stress salin, les CMA jouent un rôle essentiel dans l'amélioration de la nutrition minérale, notamment en maintenant un équilibre ionique favorable (rapport K^+/Na^+), en stimulant les mécanismes de défense antioxydants, en favorisant l'accumulation d'osmolytes et en améliorant la structure du sol (Klinsukon *et al.*, 2021 ; Dastogeer *et al.*, 2020).

Dans ce contexte, le potentiel mycorhizien des sols constitue un indicateur important de leur qualité biologique et de leur capacité à soutenir le développement des végétaux dans des conditions de stress. Son évaluation permet de mieux comprendre la dynamique des communautés mycorhiziennes et leur rôle dans le fonctionnement des écosystèmes salins (Bencherif *et al.*, 2015).

Ainsi, le présent travail a pour objectif d'étudier le potentiel mycorhizogène des sols salins de la région de Douima à Hammam Bouhadjar (wilaya d'Aïn Témouchent, Algérie). Cette étude repose sur l'évaluation de la mycorhization racinaire après coloration, la

détermination de la densité des spores, ainsi que l'estimation du potentiel infectieux mycorhizogène (PIM), en complément de l'analyse des paramètres physico-chimiques des sols.

Chapitre I

Synthèse bibliographique

I. Les mycorhizes

1 Définition de la symbiose mycorhizienne

La symbiose mycorhizienne correspond à une association intime et durable entre les racines des plantes terrestres et des champignons du sol, formant un organe mixte appelé mycorhize. Dans cette relation mutualiste, la plante confie au champignon l'exploration et l'exploitation des ressources du sol, notamment l'eau et les éléments minéraux (Garbaye, 2013). Découverte en 1885 par le phytopathologiste allemand A. B. Frank, cette symbiose a rapidement suscité l'intérêt des chercheurs en raison de son efficacité et des bénéfices réciproques qu'elle procure aux deux partenaires. Étymologiquement, le terme « mycorhize », d'origine grecque, provient de *myco* signifiant champignon et *rhiza* signifiant racine, traduisant ainsi l'association entre un champignon et les racines d'une plante (Plenchette *et al.*, 2005).

Les données récentes indiquent que plus de 90 % des plantes vasculaires sont capables de former des associations mycorhiziennes, soulignant ainsi l'importance écologique majeure de cette symbiose dans les écosystèmes terrestres (Brundrett et Tedersoo, 2018).

2 Diversité structurale des interactions mycorhiziennes

Les mycorhizes se distinguent en plusieurs types selon leur écologie, leur morphologie et leur structure (Tableau 1). Parmi eux, les ectomycorhizes et les endomycorhizes constituent les deux principaux groupes, largement répartis sur les plans taxonomique et géographique (Smith et Read, 2008 ; Chen *et al.*, 2024).

Les associations mycorhiziennes arbusculaires (MA) et ectomycorhiziennes (ECM) diffèrent par leurs caractéristiques structurales et par les espèces végétales et fongiques impliquées. Dans les racines MA, le champignon pénètre à la fois de manière intercellulaire et intracellulaire dans le cortex racinaire, tandis que dans les racines ECM, le champignon ne pénètre que de manière intercellulaire dans le cortex racinaire. La figure 1 illustre les principales différences structurales entre les associations MA et ECM des angiospermes ou gymnospermes (Bücking *et al.*, 2012).

Tableau 1 : Les différents types de mycorhizes (Smith et Read, 2008).

	MA (1)	ECM (2)	Ectendomycorhizes	Mycorhizes Arbutoides	Mycorhizes monotropoides	Mycorhizes Ericoïdes	Mycorhizes orchidoides
Champignon							
Hyphes	-	+	+	+	+	+	+
avec cloison	+	-	-	-	-	-	-
sans cloison	+	-	-	-	-	-	-
Arbuscule	+	-	-	+	+	+	+
Pelotons	-	+	+Ou -	+	+	+	+
Manteau	-	+	+	+	+	-	-
Réseau de hartig	-	+	+	+	+	-	-
Taxon	Gloméro.	Basidio. /Asco. (Gloméro.) *	Basidio. /Asco.	Basidio.	Basidio.	Aasco.	Basidio.
Plante hôte							
Taxon	bryo./ptérido. Gymno./angio.	Gymno./Angio	Gymno./Angio.	Erica.	Monotropa.	Erica. /bryo.	Orchida.
Chlorophylle	+ (-)*	+	+	+	-	+	***

⁽¹⁾ MA = mycorhizes à arbuscules ; ⁽²⁾ ECM = Ectomycorhizes

- =absent ; + =présent ; * =rare ;

*** = les *Orchidaceae* ne sont pas chlorophylliennes au stade juvénile ; plusieurs *Orchidaceae* sont chlorophylliennes au stade adulte ;

Gloméro=Gloméromycète ;

Basidio=Basidiomycète ;

Asco=Ascomycète ;

Ptérido=Ptéridophyte ;

Gymno=Gymnosperme ;

Angio=Angiosperme ;

Monotropa=Monotropaceae ;

Orchida=Orchida .

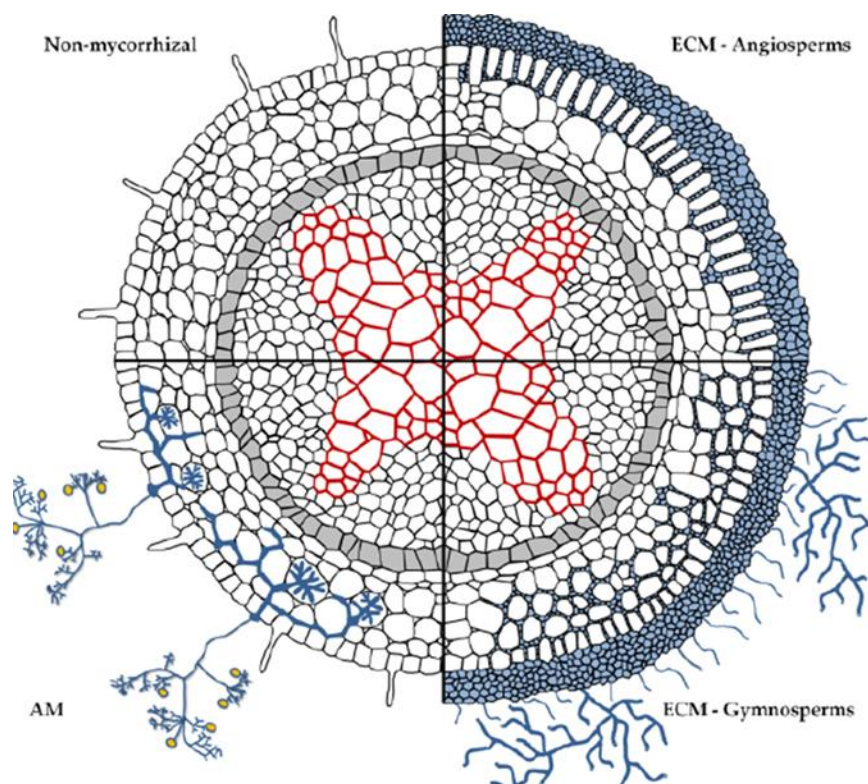


Figure 1 : Les deux principaux types d'associations mycorhiziennes, avec leurs caractéristiques structurales sur une coupe transversale de racine (Bücking *et al.*, 2012).

3 Mycorhizes à arbuscules (MA)

Les mycorhizes à arbuscules (MA) représentent la symbiose mutualiste la plus ancienne et la plus répandue à l'échelle planétaire (Smith, 2011). Initialement désignées sous le terme de mycorhizes arbusculaires endotrophes ou vésiculo-arbusculaires, elles sont aujourd'hui simplement appelées mycorhizes arbusculaires, le qualificatif « vésiculaire » ayant été abandonné car certains taxons ne forment pas de vésicules (Fortin *et al.*, 2015). Le terme « arbusculaire » fait référence aux arbuscules, structures ramifiées en forme de petits arbres développées à l'intérieur des cellules du cortex racinaire (Bücking *et al.*, 2012).

Les mycorhizes arbusculaires sont apparues il y a plus de 450 millions d'années, au cours de la colonisation des terres par les premières plantes terrestres. Cette symbiose a joué un rôle clé dans la transition des plantes du milieu aquatique vers le milieu terrestre en facilitant l'acquisition des nutriments dans des sols pauvres (Brundrett, 2002 ; Smith, 2011). Dans cette symbiose, le champignon améliore de manière significative l'acquisition par la plante hôte des nutriments minéraux, particulièrement le phosphore et l'azote, ainsi que l'eau, grâce à son vaste mycélium extraradicalaire. En retour, la plante fournit au champignon entre 10 et 40 % de ses glucides produits par photosynthèse (Begum *et al.*, 2019 ; Genre *et al.*, 2020). Cette interaction joue un rôle essentiel non seulement dans la nutrition minérale des plantes, mais également dans le maintien de la stabilité des écosystèmes terrestres (Bücking *et al.*, 2012).

3.1 Partenaire fongique de la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA)

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont associés de manière étroite et ancienne aux plantes terrestres. Appartenant exclusivement au phylum *Glomeromycota*, ces champignons établissent des associations obligatoires avec environ 80 % des plantes vasculaires terrestres, incluant les angiospermes, les gymnospermes, les bryophytes, les hépatiques et les ptéridophytes (Brundrett, 2009). Ce sont des champignons coenocytisés, des biotrophes stricts. Ils se caractérisent par une diversité génétique et une diversité fonctionnelle au sein de chaque espèce qui leur permet une grande souplesse du point de vue écologique (Bücking *et al.*, 2012).

3.2 Phylogénie de la taxonomie actuelle

L'utilisation de la biologie moléculaire a fortement influencé la taxonomie des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). L'analyse des séquences de l'ARNr de la petite sous-unité ribosomale (ARNr SSU) a permis de séparer les CMA des Zygomycètes et de

les regrouper au sein d'un phylum monophylétique : les *Glomeromycota* (Schüßler *et al.*, 2001). Depuis, les études multigéniques et phylogénomiques ont considérablement affiné cette classification. Les CMA sont répartis en quatre ordres principaux (Archaeosporales, Paraglomerales, Glomerales et Diversisporales), comprenant 16 familles, une cinquantaine de genres et environ 370 espèces décrites (da Silva *et al.*, 2024 ; Hyde *et al.*, 2024) (Figure 2).

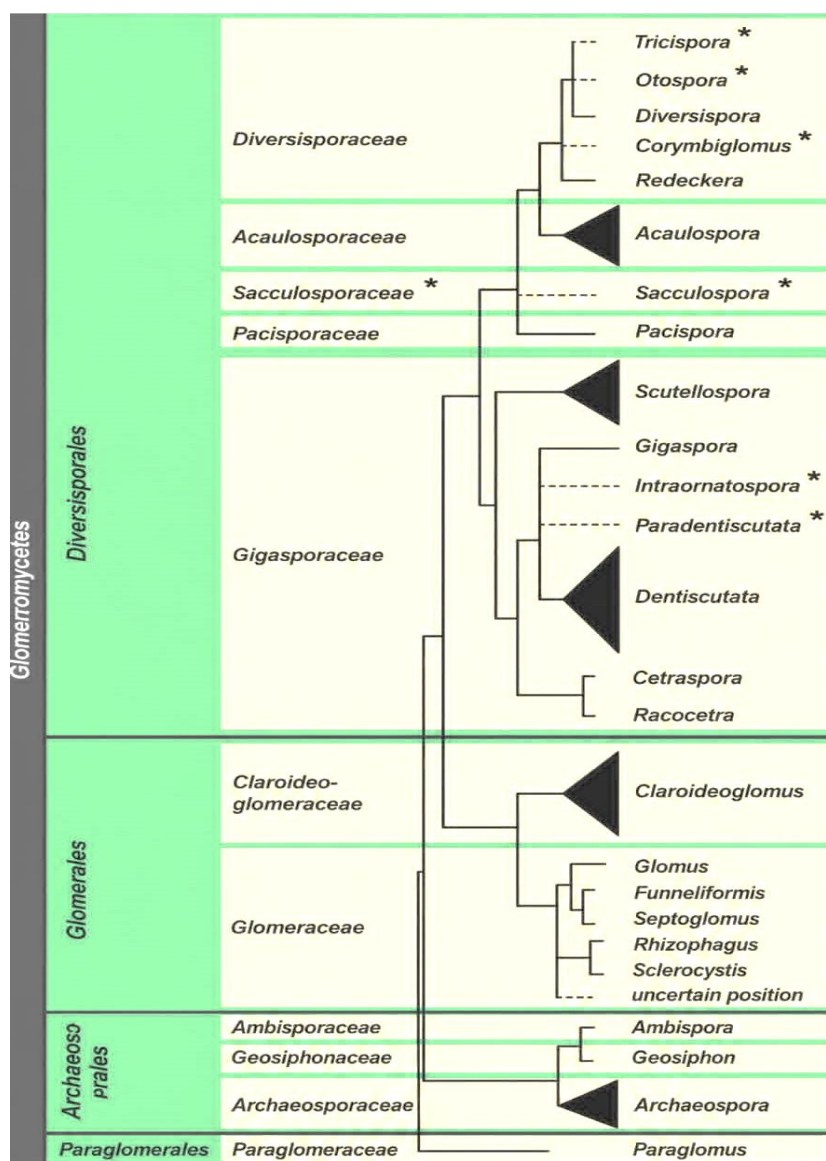


Figure 2 : Arbre phylogénétique des *Glomérromycètes*. D'après (Redecker *et al.*, 2013).

3.3 Structure des CMA

Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont des organismes *coenocytiques* : ils possèdent des hyphes continus sans cloisons qui permettent une libre circulation des noyaux et du cytoplasme. De ce fait, il est très difficile de discerner des individus chez les champignons mycorhiziens arbusculaires, qui vivent en association symbiotique avec de nombreuses espèces végétales et se développent, à quelques exceptions près, dans le sol. Les mycorhizes arbusculaires se reproduisent essentiellement de manière asexuée puisque les mycorhizes arbusculaires produisent des propagules (spores, hyphes ou fragments de racines colonisées) (Fortin *et al.*, 2008 ; Driai, 2016). Ainsi, quatre types de structures morphologiques ont été développés par les champignons mycorhiziens arbusculaires (Figure 3).

3.3.1 Les hyphes extraradiculaires

Les hyphes extraradiculaires sont très étendus dans le sol ; elles explorent plusieurs dizaines de mètres par gramme de sol. En ce sens, elles peuvent être considérées comme une sur-extension du système racinaire, d'autant qu'elles assurent l'absorption de l'eau et des éléments minéraux du sol, et permettent de coloniser des plantes hôtes nouvelles (Bücking *et al.*, 2012 ; Peyret-Guzzon, 2014).

3.3.2 Les spores

Les spores sont des organes de réserve et de dissémination généralement de forme globuleuse, entourés d'une paroi épaisse qui les protège contre les stress du milieu. Leur taille varie de 20 à 1000 μm . Certaines se retrouvent libres dans le sol, tandis que d'autres sont localisées à l'intérieur des racines colonisées par les champignons (Díaz et Duponnois, 2012 ; Garbaye, 2013).

3.3.3 Les arbuscules

Les arbuscules sont des structures particulièrement ramifiées, formées de l'invagination et de divisions successives dichotomiques des hyphes dans les cellules corticales de la racine hôte. Il s'agit là du principal site d'échange entre le champignon et l'hôte. Les arbuscules ne s'y insèrent qu'au contact des cellules végétales, mais laissent intactes toutes leurs structures entourant les cellules (membrane plasmique, paroi cellulaire, ...). Ainsi qu'un espace interférentiel entre chacune de ces fourches, facilitant l'échange de substances (Luginbuehl *et al.*, 2017).

3.3.4 Les vésicules

Les vésicules représentent des organites de stockage à la paroi épaisse et à contenu lipidique important. De forme sphérique ou lobée irrégulièrement, elles peuvent se développer entre les cellules ou à l'intérieur de ces dernières. Néanmoins, elles ne sont pas systématiques et sont notamment absentes chez des familles comme les *Paraglomeraceae* et les *Gigasporaceae* (Peyret-Guzzon, 2014 ; Ravichandra, 2014).

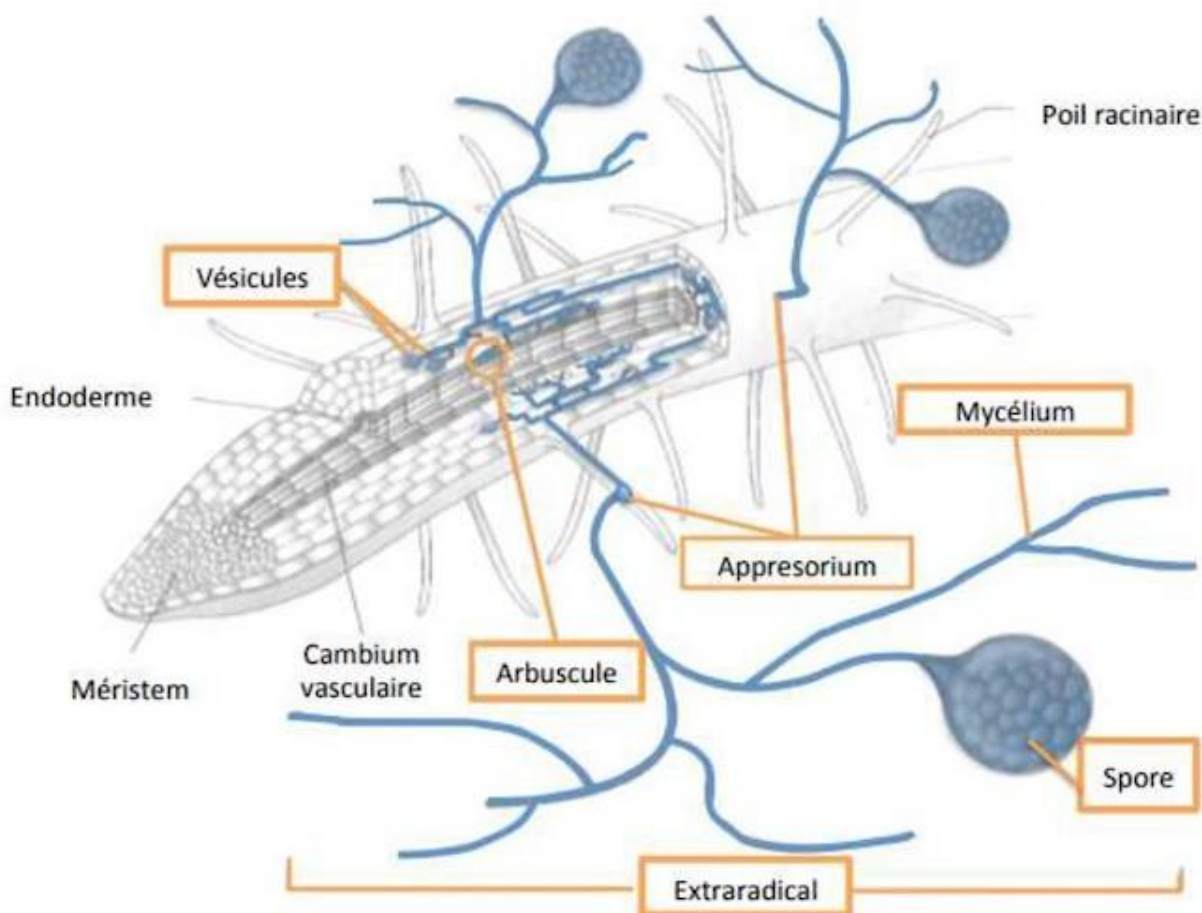


Figure 3 : Coupe de racine colonisée avec les différentes structures endomycorhiziennes. (Fortin *et al.*, 2016).

3.4 Cycle de vie des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA)

Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont des biotrophes obligatoires qui dépendent entièrement de leur plante hôte tant pour leur approvisionnement en carbone que pour achever leur cycle de vie (Bonfante et Genre, 2010 ; Bücking *et al.*, 2012). Leur cycle se déroule en deux phases principales : **une phase pré-symbiotique** et **une phase symbiotique**, auxquelles

s'ajoute **une phase a-symbiotique** (Giovannetti *et al.*, 2002). La phase pré-symbiotique débute par la germination des spores en réponse à des signaux moléculaires émis par la plante, notamment les strigolactones. Le tube germinatif s'allonge et se ramifie intensivement jusqu'à ce qu'il atteigne une racine hôte. Au contact de la racine, le champignon forme un *hyphopodium* (*appressorium*), structure spécialisée qui permet l'ancrage et la pénétration. Un appareil de pré-pénétration (APP) se met alors en place dans la cellule épidermique, guidant les hyphes vers le cortex racinaire (Genre *et al.*, 2005 ; Garbaye, 2013). La **phase symbiotique** correspond à la colonisation effective de la racine. Les hyphes traversent le cortex de manière inter- et intracellulaire et forment, dans les cellules corticales, des arbuscules hautement ramifiés. Ces structures constituent le principal site d'échange symbiotique, permettant le transfert de nutriments minéraux et d'eau vers la plante, en contrepartie de glucides issus de la photosynthèse (Smith et Read, 2008 ; Bücking *et al.*, 2012). Parallèlement, le champignon développe un abondant mycélium extraradicalaire qui explore le sol et produit de nouvelles spores.

Une **phase a-symbiotique** existe également : les spores peuvent germer en l'absence de plante hôte, mais le mycélium reste limité et ne peut achever son cycle de vie sans établir une symbiose fonctionnelle (Giovannetti *et al.*, 2002). À la sénescence des tissus racinaires, les vésicules et les spores libérées dans le sol constituent un inoculum durable permettant la propagation de l'espèce (Figure 4).

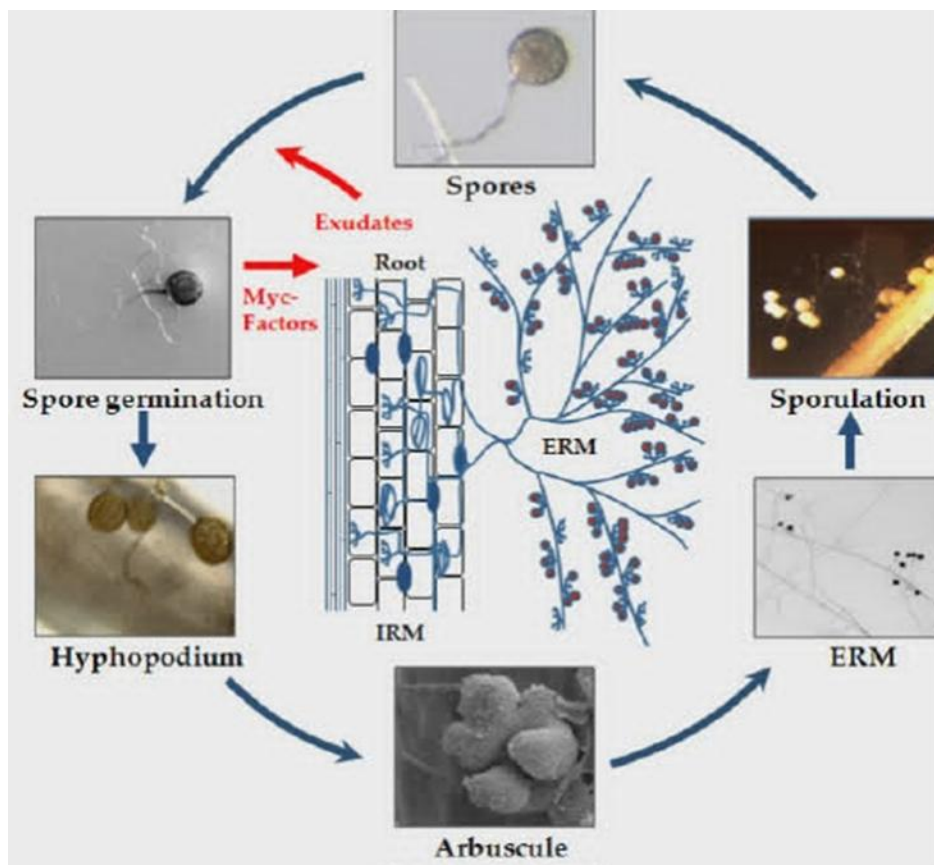


Figure 4 : Coupe de racine colonisée avec les différentes structures endomycorhiziennes. (Fortin *et al.*, 2016).

3.5 Partenaire végétal de la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA)

Le mycorhize arbusculaire est une symbiose ancienne et largement répandue, associant près de 80 % des plantes terrestres aux CMA dans une relation mutualiste (Bonjean et Fortin, 2023). Cette interaction implique une grande diversité de plantes hôtes, notamment les angiospermes, les gymnospermes ainsi que les sporophytes des ptéridophytes (Smith et Read, 1997).

Parmi les principales cultures agricoles d'intérêt économique associées à cette symbiose figurent le maïs (Bossou *et al.*, 2019 ; Droh *et al.*; 2022), le riz (Campo *et al.*, 2020), le blé (Hetrick *et al.*, 1996) et la pomme de terre (Hijri, 2016). Cette symbiose concerne également de nombreuses plantes halophytes adaptées aux sols salins, telles que les genres *Atriplex*, *Salicornia*, qui forment des associations efficaces avec champignons mycorhiziens arbusculaires.

Dans cette association, la plante joue le rôle de partenaire végétal en fournissant au champignon des photoassimilats, principalement des sucres issus de la photosynthèse. En retour, elle profite d'une amélioration de l'absorption de l'eau et des éléments minéraux tels que le phosphore, l'azote et le zinc, grâce au réseau extraradicalaire formé par le champignon. Cette symbiose contribue ainsi à une meilleure nutrition de la plante, augmente sa tolérance aux stress biotiques et abiotiques, et participe de manière importante à la productivité ainsi qu'à la résilience des agroécosystèmes.

4 Importance des mycorhizes à arbuscules

4.1 Nutrition minérale des plantes

Les aspects nutritionnels de la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA) ont été largement étudiés tant sur le plan physiologique que moléculaire (Harrison *et al.*, 2002 ; Paszkowski *et al.*, 2002 ; Smith, 2012). Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) augmentent significativement l'absorption des nutriments minéraux, particulièrement dans les sols pauvres en éléments disponibles. Ils améliorent surtout l'acquisition du phosphore grâce à des transporteurs à haute affinité présents dans leurs hyphes, mais également celle de l'azote, du potassium, du zinc, du cuivre, du manganèse et du fer. Ce transfert est rendu possible par leur vaste réseau mycélien extraradicalaire qui explore un volume de sol bien supérieur à celui accessible par les racines seules. Il en résulte une meilleure croissance et une productivité accrue chez les plantes mycorhizées (Sharifi *et al.*, 2007 ; Sheng *et al.*, 2008).

4.2 Tolérance des plantes aux stress abiotiques

Les CMA confèrent aux plantes une meilleure tolérance à plusieurs stress abiotiques majeurs, notamment la sécheresse, la salinité et la toxicité des métaux lourds (Augé, 2001 ; Porcel *et al.*, 2011). Cette tolérance accrue s'explique par une combinaison de mécanismes complémentaires tels que l'amélioration de la nutrition hydrique et minérale, l'augmentation de la surface d'absorption via le mycélium extraradicalaire, la modification des propriétés du sol dans la rhizosphère, l'activation des systèmes antioxydants et la modulation de l'expression des gènes liés au stress (Song, 2005 ; Liu *et al.*, 2015).

4.3 Tolérance des plantes aux stress biotiques

Les plantes mycorhisées présentent une résistance supérieure à de nombreux agents pathogènes racinaires et foliaires (Pozo *et al.*, 2013). Cette protection résulte de plusieurs mécanismes qui agissent souvent simultanément : une meilleure nutrition minérale de la plante, une compétition pour les sites de colonisation racinaire, des modifications de l'architecture du système racinaire, une altération des communautés microbiennes de la rhizosphère, et surtout l'activation des mécanismes de défense systémique de la plante. L'efficacité de ces mécanismes dépend des conditions environnementales, de la durée de l'interaction et des partenaires symbiotiques impliqués (Azcón-Aguilar *et al.*, 1997 ; Whipps, 2004).

4.4 Intérêt écologique

La symbiose mycorhizienne arbusculaire joue un rôle fondamental dans le fonctionnement et la stabilité des écosystèmes terrestres. Elle contribue à l'amélioration de la structure du sol grâce à la production de glomaline, favorise la formation d'agrégats stables, augmente la rétention d'eau, réduit l'érosion et participe activement à la séquestration du carbone (Rillig et Mummey, 2006). Sur le plan appliqué, cette symbiose est largement utilisée en agriculture durable pour réduire les intrants chimiques, en phytoremédiation des sols contaminés, dans la restauration écologique des sites dégradés et dans l'amélioration de la résilience des agroécosystèmes face au changement climatique (Kumar *et al.*, 2025).

II. Généralités sur les sols salins

1 Définition des sols salins

Les sols salins, sont des sols non sodiques présentant une teneur excessive en sels solubles dans la solution du sol, particulièrement dans la zone racinaire. Cette accumulation génère un stress osmotique majeur (réduisant la disponibilité en eau pour les plantes) et, parfois, des toxicités ioniques dues à Na^+ et Cl^- , limitant ainsi la croissance et le rendement des cultures (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; FAO, 1988 ; Munns et Tester, 2008). Les sols salins appartiennent à l'ensemble des sols salés, aux côtés des sols sodiques et salin-sodiques, classés par l'U.S. Salinity Laboratory Staff (1954) selon la conductivité électrique de l'extrait de pâte saturée (ECsp), le pH et le pourcentage de sodium échangeable (ESP).

La définition la plus répandue mondialement, issue du U.S. Salinity Laboratory de l'USDA et adoptée par la FAO, repose sur l'extrait de pâte saturée (à 25°C) avec ces critères : conductivité électrique (ECe) > 4 dS/m (seuil de diminution significative des rendements ; U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Richards, 1954 ; FAO, 1988) ; pourcentage de sodium échangeable (ESP) < 15% (absence de dominance sodique ; U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954) ; pH < 8,5 (non alcalin ; U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Abrol *et al.*, 1988). Un seuil ECe de 2 dS/m est parfois retenu pour les cultures sensibles (Maas et Hoffman, 1977 ; Soil Science Society of America, 2008). Ils se distinguent des sols sodiques (ECe < 4 dS/m, ESP > 15%, pH > 8,5 ; dispersion argileuse ; U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954) et salins-sodiques (ECe > 4 dS/m et ESP > 15% ; U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; FAO, 1988).

Les sels dominants dans les sols salins sont des chlorures, sulfates, carbonates et bicarbonates de sodium (Na⁺), de calcium (Ca²⁺), de magnésium (Mg²⁺) et parfois de potassium (K⁺). Parmi ces sels, le chlorure de sodium (NaCl) est souvent le plus abondant (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; FAO, 1988 ; Bauder *et al.*, 2014).

2 Origine et cause des sols salins

La salinisation des sols correspond à un processus progressif marqué par l'accumulation de sels solubles dans le profil du sol, en particulier au niveau de la zone racinaire (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; FAO, 1988). La salinisation primaire, dite naturelle, est liée à des processus géochimiques et hydrologiques se produisant en l'absence de toute intervention humaine. Les principales causes sont liées à des processus naturels variés. Elle peut résulter de l'altération des roches mères riches en minéraux solubles (chlorures, sulfates, carbonates), libérant des ions tels que Na⁺, Ca²⁺, Mg²⁺, K⁺, Cl⁻, SO₄²⁻, HCO₃⁻ et CO₃²⁻ (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Montoroi, 2018). La remontée capillaire d'une nappe phréatique salée, souvent amplifiée par une forte évapotranspiration en conditions arides ou semi-arides, constitue également un facteur déterminant (FAO, 1988 ; Daliakopoulos *et al.*, 2016). D'autres apports peuvent provenir de dépôts évaporitiques (sels fossiles), d'intrusions marines sous forme de biseau salé en zones côtières, ainsi que d'apports éoliens (embruns marins) ou atmosphériques (Montoroi, 2018 ; Stavi *et al.*, 2021). Enfin, certaines conditions topographiques défavorables au drainage, telles que les bassins endoréiques, les dépressions, les sebkhas ou les playas, favorisent

l'accumulation et la concentration des sels dans le sol (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; FAO, 1988 ; Daliakopoulos *et al.*, 2016 ; Montoroi, 2018).

Salinisation secondaire, dite anthropique, est induite par les activités humaines. Elle touche environ 20% des sols salinisés mondiaux, mais domine dans les zones irriguées (FAO, 1988 ; Abrol *et al.*, 1988). Elle résulte principalement de L'irrigation avec des eaux salines (souterraines ou de surface) sans drainage suffisant : l'eau s'évapore ou est absorbée, laissant les sels s'accumuler (FAO, 1988 ; Abrol *et al.*, 1988). Le drainage défaillant et la hausse de la nappe phréatique due à des apports excessifs, peut également provoquer une remontée capillaire (FAO, 1988 ; Stavi *et al.*, 2021). Par ailleurs, l'utilisation excessive d'engrais et d'amendements chimiques contribue à l'enrichissement du sol en sels solubles (Abrol *et al.*, 1988 ; Montoroi, 2018). D'autres facteurs aggravants incluent la déforestation, la surexploitation des aquifères ainsi que des pratiques culturales inadaptées et les effets du changement climatique, tels qu'une aridité accrue et une évapotranspiration plus intense (FAO, 1988 ; Stavi *et al.*, 2021).

En Algérie et dans les régions arides du Maghreb, la salinisation secondaire prédomine particulièrement dans les périmètres irrigués, tels que la plaine du Bas-Chéliff, la Mitidja et certaines zones sahariennes. Cette situation s'explique principalement par l'utilisation d'eaux d'irrigation salines et par un drainage insuffisant, favorisant ainsi l'accumulation des sels dans le sol (Halitim, 1988 ; Douaoui *et al.*, 2006). Par ailleurs, les deux formes de salinisation, primaire et secondaire, sont souvent étroitement liées. Les conditions naturelles sont en effet amplifiées par les activités anthropiques, ce qui accentue l'intensité du phénomène (FAO, 1988 ; Stavi *et al.*, 2021).

L'étude de Touaf L. *et al.* (2004), basée sur l'analyse de 2 172 échantillons de sols du nord de l'Algérie, montre que ces sols sont globalement salés et légèrement sodiques, avec une conductivité électrique moyenne de 4,40 dS/m et un PSE moyen de 8,56 %. La distribution de la salinité et de la sodicité varie selon les régions bioclimatiques et dépend fortement des précipitations, avec une concentration plus marquée dans certaines wilayas du nord du pays (Touaf *et al.*, 2004). La carte ci-dessus (Figure 5) illustre clairement la distribution spatiale des sols salins dans les wilayas du nord de l'Algérie, avec une concentration plus élevée dans certaines zones. Les auteurs soulignent que la hauteur des précipitations est un facteur déterminant dans la distribution spatiale et verticale de la salinité et de la sodicité, car ces

phénomènes varient considérablement selon les zones bioclimatiques (arides, semi-arides et subhumides/humides) (Touaf *et al.*, 2004).



Figure 5 : Répartition des sols salins du Nord de l’Algérie (INSID, 2008).

3 Classification des sols salins

La classification des sols salins repose principalement sur des paramètres mesurés dans l’extrait de pâte saturée du sol à 25°C, notamment la conductivité électrique (ECe), le pourcentage de sodium échangeable (ESP), le pH et le rapport d’adsorption du sodium (SAR) (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Richards, 1954).

3.1 Classification agronomique selon le degré de salinité (basée sur l’ECe)

Cette classification permet d’évaluer l’effet de la salinité sur la croissance et la productivité des cultures :

- Sols non salins : $EC_e < 2$ dS/m, sans effet significatif sur les cultures (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; NRCS, 1990).

- Sols légèrement salins : E_{Ce} comprise entre 2 et 4 dS/m, avec des effets limités, principalement sur les espèces sensibles (Hoffman, 1977 ; FAO, 1988).
- Sols modérément salins : E_{Ce} entre 4 et 8 dS/m, entraînant une diminution notable du rendement pour la majorité des cultures (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954).
- Sols fortement salins : E_{Ce} de 8 à 16 dS/m, où seules les cultures tolérantes peuvent produire de manière acceptable (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954).
- Sols très fortement salins : E_{Ce} > 16 dS/m, caractérisés par des conditions extrêmes où seules les plantes halophytes peuvent se développer, rendant la culture classique difficile voire impossible (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Stavi *et al.*, 2021).

3.2 Classification des sols affectés par les sels selon leur nature

Selon la classification proposée par l'U.S. Salinity Laboratory Staff (1954), les sols affectés par les sels sont répartis en trois catégories principales :

- Sols salins (non sodiques) : caractérisés par une E_{Ce} > 4 dS/m, un ESP < 15 % et un pH généralement inférieur à 8,5. Ces sols contiennent majoritairement des sels solubles neutres. Leur structure reste relativement stable, mais la croissance des plantes est limitée par des contraintes osmotiques et ioniques (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Richards, 1954 ; FAO, 1988).
- Sols sodiques (alcalins) : définis par une E_{Ce} < 4 dS/m, un ESP > 15 % et un pH supérieur à 8,5. L'excès de sodium entraîne la dispersion des particules argileuses, ce qui dégrade fortement la structure du sol et augmente son alcalinité (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Abrol *et al.*, 1988).
- Sols salins-sodiques : présentant une E_{Ce} > 4 dS/m et un ESP > 15 %, avec un pH généralement inférieur à 8,5. Ces sols combinent les effets de la salinité et de la sodicité, provoquant à la fois un stress osmotique et une altération de la structure (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; FAO, 1988).

3.3 Classification selon la World Reference Base for Soil Resources (WRB)

Dans le système international de classification des sols (WRB), les sols salins correspondent principalement aux Solonchaks, caractérisés par la présence d'un horizon salique riche en sels solubles (plus solubles que le gypse) situé à moins de 50 cm de la surface (FAO,

2006 ; IUSS Working Group WRB, 2022). Les sols sodiques, quant à eux, sont classés dans le groupe des Solonetz, reconnus par leur forte teneur en sodium échangeable.

Tableau 2 : Classification des sols selon leur degré de salinité et de sodicité (critères E_{ce}, ESP et pH), Adapté de FAO (2006) et IUSS Working Group WRB (2022).

Classe de Sol	E _{ce} (ds/m)	ESP(%)	pH	Effets principaux
Non salin	<2	<15	<8,5	Aucun effet significatif
Légèrement salin	2 - 4	<15	<8,5	Effets sur cultures sensibles
Sols salins (modérés à forts)	>4	<15	<8,5	Stress osmotique, réduction de rendement
Sols salins-sodiques	>4	>15	<8,5	Stress osmotique + dégradation structurale
Sols sodiques (alcalins)	<4	<15	<8,5	Dispersion des argiles, mauvaise perméabilité

4 Effets de la salinité sur les propriétés physiques, chimiques et biologiques des sols :

La salinisation des sols engendre des impacts défavorables sur leurs propriétés, conduisant à une altération progressive de leur fertilité ainsi que de leur productivité. L'ampleur de ces effets dépend à la fois du type de sol concerné (salin, sodique ou salin-sodique) et du degré de salinité (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; FAO, 1988 ; Montoroi, 2018).

4.1 Effets sur les propriétés physiques

Dans les sols salins non sodiques, la présence élevée de sels solubles neutres, notamment les chlorures et les sulfates, favorise la floculation des particules argileuses. Cette situation permet généralement de préserver une structure relativement stable, ainsi qu'une perméabilité et une porosité satisfaisantes (U.S. Salinity Laboratory Staff, 1954 ; Richards, 1954).

En revanche, dans les sols sodiques ou salins-sodiques, une teneur élevée en sodium échangeable ($ESP > 15 \%$) induit une dispersion des argiles. Ce phénomène se traduit par :

- Une dégradation de la structure du sol, caractérisée par des agrégats instables et l'apparition de structures massives, prismatiques ou colonnaires.
- Une diminution significative de la perméabilité hydraulique et de l'infiltration de l'eau et de l'air.
- Une augmentation de la densité apparente accompagnée d'une réduction de la porosité.
- Un gonflement des particules argileuses et un colmatage des pores (Abrol *et al.*, 1988 ; Saidi *et al.*, 2004 ; Montoroi, 2018).
- L'ensemble de ces altérations physiques limite l'aération du sol et entrave le développement du système racinaire des plantes.

4.2 Effets sur les propriétés chimiques

La salinité entraîne également des modifications importantes des caractéristiques chimiques du sol :

- Une augmentation de la conductivité électrique (Ece) et des concentrations en ions solubles (Na^+ , Cl^- , SO_4^{2-} , etc.), provoquant un déséquilibre ionique.
- Une élévation du pH, particulièrement dans les sols sodiques (souvent supérieur à 8,5), favorisant l'alcalinisation et la formation de carbonates et de bicarbonates de sodium.

Une diminution de la disponibilité des éléments nutritifs, due à des phénomènes d'antagonisme ionique (par exemple, Na^+ limitant l'absorption de K^+ , Ca^{2+} et Mg^{2+} , ou Cl^- perturbant l'absorption de NO_3^-) ainsi qu'à la précipitation ou à la fixation de certains éléments tels que le phosphore, le fer, le manganèse et le zinc en conditions alcalines.

- Une réduction de la capacité d'échange cationique effective, accompagnée d'une modification du complexe adsorbant, marquée par le remplacement du Ca^{2+} et du Mg^{2+} par le Na^+ (FAO, 1988 ; Abrol *et al.*, 1988 ; Shrivastava et Kumar, 2015 ; Montoroi, 2018).

4.3 Effets sur les propriétés Biologique

La salinité des sols induit de nombreux effets néfastes sur leurs propriétés biologiques, notamment sur la biomasse microbienne, les activités enzymatiques et la diversité des

communautés microbiennes. L'augmentation de la salinité provoque un stress osmotique et ionique perturbant le métabolisme des micro-organismes, ce qui réduit leur croissance et leur fonctionnement. Cette diminution de l'activité biologique entraîne une perte de fertilité des sols ainsi qu'une altération des processus biologiques essentiels (Zhang *et al.*, 2023 ; Zhang *et al.*, 2024).

Dans les sols modérément à fortement salins, la biomasse microbienne et la respiration du sol diminuent fortement. En parallèle, l'augmentation du quotient métabolique indique une faible efficacité d'utilisation du carbone par les micro-organismes soumis au stress salin. Les communautés microbiennes deviennent également moins diversifiées et dominées par des espèces halotolérantes ou halophiles capables de s'adapter à ces conditions extrêmes (Sritongon *et al.*, 2022 ; Pan *et al.*, 2024 ; Zhang *et al.*, 2023).

Par ailleurs, les fortes concentrations en sels inhibent les enzymes extracellulaires du sol, telles que la déshydrogénase, la phosphatase et la β -glucosidase. Cette inhibition ralentit la décomposition de la matière organique et perturbe les cycles biogéochimiques du carbone, de l'azote et du phosphore. La minéralisation des nutriments devient alors moins efficace, limitant leur disponibilité pour les plantes et contribuant à la dégradation biologique des sols salins (Rath *et al.*, 2015 ; Singh *et al.*, 2016).

Chapitre II

Matériels et Méthodes

1 Contexte géographique et environnemental de la zone humide de Douaima

La zone de Douaima (Figure 6) est située au nord-ouest de l'Algérie, dans la wilaya d'Aïn Témouchent, au nord-est de la daïra de Hammam Bouhadjar et à environ 2 km de la Sebkha d'Oran. Elle est limitée au nord par la commune d'El Amria et la Sebkha d'Oran, à l'ouest par Hassi El Ghella et El Malah, à l'est par Aïn El Arbaa et au sud par El Hessana (Figure 7). Sa superficie totale est estimée à 11,42 km².

La région de Douaima occupe une position géographique stratégique au sein de la wilaya d'Aïn Témouchent, ce qui lui confère un intérêt particulier pour les études environnementales. La proximité de la Sebkha d'Oran influence les caractéristiques écologiques et édaphiques de la zone, notamment par la présence de sols affectés par la salinité. Cette particularité favorise le développement d'une végétation adaptée aux conditions salines ainsi que de communautés microbiennes spécifiques, ce qui fait de cette région un site d'intérêt pour l'étude des écosystèmes salés et des interactions sol-plante-microorganismes dans les milieux halophiles.

Notre zone d'étude correspond à une zone humide naturelle caractérisée par la présence de sols à tendance saline, il est soumis à des conditions environnementales particulières favorisant l'accumulation des sels dans le sol, le site ne fait l'objet d'aucune intervention de gestion ou des réhabilitations, il reste exposé aux phénomènes naturels de dégradation, notamment l'érosion et la salinisation progressive des sols (Association Echourouk, 2021).

Le climat de cette région est de type méditerranéen semi-aride à hiver doux. Il se caractérise par une pluviométrie annuelle moyenne modérée comprise entre 370 et 424 mm, fortement concentrée durant la saison hivernale (maximum en décembre-janvier), suivie d'une période sèche estivale s'étalant sur 4 à 7 mois (Bousaid, 2021). Les températures moyennes mensuelles révèlent des étés chauds, avec une moyenne maximale du mois le plus chaud atteignant environ 30-31 °C, et des hivers relativement doux. Cette combinaison d'aridité estivale et d'évaporation élevée explique le développement des peuplements halophytes dans cette zone humide. Une légère tendance à l'aridification a été observée entre la période ancienne (1980-1990) et la période récente (2000-2020).



Figure 6 : Site d'étude de la région de Douaïma (Photo prise le 21/02/26).



Figure 7 : Localisation du site d'étude (<https://maps.app.goo.gl/WKsq6asVoSdpTz5t8>).

2 Prospection botanique

La prospection botanique réalisée dans la région de Douaïma (wilaya d'Aïn Témouchent) repose sur des inventaires floristiques visant à identifier les espèces végétales et à étudier leur répartition au sein du milieu naturel (Saadi et Bechami, 2015). Dans ce cadre, une sortie de terrain a été menée le 21/02/2026 afin d'observer et d'identifier les espèces présentes dans la zone humide.

Des échantillons de certaines espèces ont été prélevés pour faciliter leur identification au laboratoire à l'aide de flores et de clés de détermination botanique, notamment celles de Quézel et Santa (1962-1963). Cette prospection a permis de caractériser la végétation dominante et de mettre en évidence une végétation halophile dominée par des espèces adaptées aux conditions de salinité et de stress hydrique caractéristiques du milieu.

3 Choix de la plante d'intérêt

La sortie sur le terrain a permis de repérer la présence de quelques espèces végétales qui ont réussi à se développer sur ce milieu salin de la zone humide de Douaïma. Parmi elles, *Saliconia fruticosa* (Figure 8), (famille des *Amaranthaceae*, anciennement *Chenopodiaceae*) a été choisie comme plante d'intérêt pour étudier son statut mycorhizien. *Saliconia fruticosa* est une halophyte succulente annuelle ou vivace, largement répandue dans les marais salants, sebkhas et zones humides salées du littoral méditerranéen y compris en Algérie (Steffen *et al.*, 2015 ; Yerou *et al.*, 2025). *Saliconia Fruticosa*, halophyte succulente pérenne qui tolère des concentrations de sel extrêmement élevée et colonise naturellement les sols fortement salinises des zones humides littorales, constitue un modèle intéressant pour évaluer l'activité mycorhizienne des sols salins de la région de Douaïma et comprendre le rôle des champignons mycorhiziens arbusculaire (Salama *et al.*, 2022).

4 Echantillonnage

Les échantillons de sol ont été prélevés au niveau du site d'étude de Douaïma, caractérisé par un milieu de marais salé. L'échantillonnage a été réalisé le long d'un gradient d'inondation comprenant deux parcelles : une parcelle proche du marais, soumise à une forte influence

hydrique et à des inondations fréquentes, et une parcelle plus éloignée où l'influence de l'inondation était moins marquée.



Figure 8 : L'espèce végétale *Salicornia fruticosa*.

Pour chaque parcelle, un échantillon de sol rhizosphérique associé à *Salicornia fruticosa* a été prélevé. Un échantillon de sol nu, dépourvu de végétation, a également été collecté et utilisé comme témoin. Trois points de prélèvement ont été sélectionnés aléatoirement pour chaque type de sol. Les prélèvements de sol ont été effectués à une profondeur de 0–20 cm à l'aide d'une tarière stérile. Des racines accompagnées de leur sol adhérent ont également été prélevées à partir de chaque sous-échantillon. Les échantillons ont ensuite été placés dans des sacs stériles étiquetés puis transportés au laboratoire pour les différentes analyses physicochimiques et microbiologiques (Figure 9).

Les échantillons de sol ont été tamisés à l'aide d'un tamis de 2 mm de maille afin d'éliminer les débris végétaux, les cailloux et les particules grossières. Les sols ont ensuite été séchés et homogénéisés par étalement à température ambiante afin d'obtenir un échantillon composite représentatif. Après préparation, les échantillons ont été conservés dans des sachets en

plastique propres au réfrigérateur à une température de 4°C jusqu'à leur utilisation pour les différentes analyses. Une partie du sol destinée à l'extraction des spores a toutefois été conservée à température ambiante.



Figure 9 : Echantillonnage des sols.

5 Analyse physico-chimique du sol

5.1 Analyse granulométrique

L'analyse granulométrique permet de déterminer les proportions des différentes fractions granulométriques du sol : argile, limon et sable. Un échantillon de sol préalablement séché à l'air et tamisé à 2 mm a été utilisé pour chaque type de sol, une masse de 400 g a été soumise à un tamisage par voie humide sur un tamis de maille 80 μm à l'aide d'eau distillée, le tamisage a été poursuivi jusqu'à obtention d'une eau de rinçage claire et sans turbidité. La fraction retenue sur le tamis (particules > 80 μm) a été récupérée, séchée à l'étuve jusqu'à obtention d'une masse constante, puis pesée. Le pourcentage de particules fines (< 80 μm) a été calculé selon la formule :

$$\% \text{ Particules fines} = (M0 - M1 / M0) \times 100$$

M0 = masse initiale de l'échantillon (400g).

M1 = masse sèche de la fraction retenue après tamisage humide.

En fonction de proportion de particules fines obtenue, deux méthodes complémentaires ont été adoptées : une granulométrie par voie sèche pour les échantillons à faible teneur en fines, ou une analyse par sédimentation pour les échantillons riches en particules fines. Les fractions argileuses, loueuses et sableuse ainsi quantifiées ont permis de déterminer la texture du sol à l'aide du triangle textural.

5.1.1 Analyse granulométrique par vois sèche

L'analyse granulométrique par tamisage sec a été réalisée sur les échantillons de sol (type 1 et 3) afin de déterminer leur distribution en taille des grains. Pour chaque échantillon, une masse représentative de 500g de sol sec a été prélevée après séchage à l'étuve à 105 °C. L'essai a été effectué à l'aide d'une série des tamis normalisée de diamètres d'ouverture décroissants : 5mm, 3,15 mm, 2mm, 1,125mm, 0,5mm, 0,25mm, 0,125mm, 0,63mm, 0,08mm, complétée par un fond. Les tamis ont été préalablement pesés à vide, puis assembles par ordre décroissant. L'échantillon a été verse sur le tamis supérieur et la colonne a été agitée mécaniquement sur une tamiseuse électromagnétique pendant 5 minutes. Après tamisage, chaque tamis a été pesé avec la fraction retenue. Les pourcentages retenus, pourcentages cumules retenus et pourcentages passant ont été calculés par rapport à la masse initiale de l'échantillon.

5.1.2 Analyse par sédimentation

L'analyse granulométrique par sédimentation a été réalisée selon méthode de l'aréomètre sur une prise d'essai de 40g de sol tamise à 80 µm. La suspension a été préparée en mélange 40g de sol avec 60 ml de solution de sodium hexametaphosphate et 440 ml d'eau distillée, puis agitée mécaniquement pendant 3 minutes. Après 24 heures de repos, la suspension a été transférée dans une éprouvette graduée de 1 litres (éprouvette B) et complétée avec l'eau distillée jusqu'au volume final. Un éprouvette témoin (A) contenant uniquement 1 litre d'eau distillée.

Les mesures de densité ont été effectuées à l'aide d'un densimètre à des temps prédéfinis (30s, 1min, 2min, 5min, 10min, 30min, 60min, 120min, 240min, et 1440min), avec relevé systématique de la température de la suspension.

5.2 Essai de bleu de méthylène

L'essai au bleu de méthylène a été réalisé afin de déterminer la teneur en argiles et la surface spécifique du sol étudié. Trente grammes (30g) de sol sec, déjà tamisé ont été mis en suspension dans 500 cm³ d'eau distillée. La suspension a été dispersée à l'aide d'un agitateur mécanique à 700 tr/min pendant 4 min.

Le dosage a été effectué par ajouts successifs de bleu de méthylène. Après chaque ajout de 5 cm³ à la suspension (agitation à 400 tr/min pendant 1 min), une goutte de suspension a été déposée sur un papier filtre à l'aide d'une baguette de verre. Le test est considéré négatif en l'absence d'auréole bleu autour de la tâche et positif lorsqu'une auréole apparaît. Les ajouts de bleu ont été poursuivis jusqu'à l'obtention de cinq tests positifs consécutifs (réalisés à raison d'un test par minute sans ajout du colorant).

La valeur bleue du sol (VBS) a été calculée selon la formule :

$$VBS = V / m$$

5.3 Masse volumique des particules solides (dS)

Une masse de 20 g de sol sec tamisé (m2) a été introduite dans une fiole préalablement pesée à vide (m1). Du toluène, de densité ($\rho_T = 0,864 \text{ g/cm}^3$), a ensuite été ajouté jusqu'au trait de la fiole. Le contenu de la fiole a été versé délicatement dans un bécher sans agitation afin d'éviter toute perte de toluène. Par la suite, seul le toluène a été récupéré dans une fiole propre, sèche et préalablement pesée. La masse du toluène récupéré a ensuite été déterminée.

La masse volumique des particules solides est alors calculée par la formule :

$$dS = [(m2 - m1) \times \rho_T] / [m4 + m2 - m1 - m3]$$

5.4 Mesure du pH

Le pH du sol a été déterminé selon la méthode décrite par Aubert (1978), avec une adaptation du rapport sol/eau. Dix grammes (10 g) de sol tamisé et séché ont été mélangés à 50 ml d'eau distillée (rapport 1/5, m/v). Le mélange a été agité pendant 30 minutes à l'aide d'un agitateur mécanique, puis laissé au repos pendant 15 minutes afin de permettre la décantation. Le pH de la suspension a ensuite été mesuré à l'aide d'un pH-mètre préalablement étalonné.

5.5 Mesure de la conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique (CE) du sol a été déterminée selon la méthode décrite par Aubert (1978). Dix grammes (10 g) de sol tamisé et séché ont été mélangés à 50 ml d'eau distillée (rapport sol/eau de 1/5, m/v). La suspension obtenue a été agitée pendant 30 minutes à l'aide d'un agitateur mécanique, puis laissée au repos pendant 15 minutes afin de permettre la décantation des particules solides. Le surnageant a ensuite été récupéré après filtration. La conductivité électrique de l'extrait a été mesurée à l'aide d'un conductimètre et les résultats ont été exprimés en milliSiemens par centimètre (mS/cm).

5.6 Détermination de la matière organique

Pour chaque échantillon, une assiette a été utilisée. Les assiettes ont d'abord été nettoyées, séchées à 105 °C pendant deux heures, puis laissées à refroidir et pesées à vide. Environ 20 g de sol tamisé ont ensuite été ajoutés dans chaque assiette, puis l'ensemble a été pesé. Les échantillons ont été placés dans une étuve à 105 °C pendant 24 heures afin d'obtenir la masse sèche du sol. Après refroidissement, les assiettes ont été de nouveau pesées.

Les assiettes ont ensuite été introduites dans un four à moufle et calcinées à 550 °C pendant 4 heures. Après refroidissement dans un dessiccateur, elles ont été pesées une dernière fois. La teneur en matière organique, exprimée en pourcentage de la matière sèche, a été calculée selon la formule suivante :

$$\%MO = [(M1 - M2) / M1] \times 100$$

M1 : correspond à la masse sèche du sol.

M2 : correspond à la masse calcinée.

5.7 Dosage du calcaire (CaCO₃)

Le dosage du calcaire total a été réalisé selon la norme **NF ISO 10693** à l'aide d'un calcimètre de Bernard. Cette méthode volumétrique repose sur l'attaque des carbonates par solution d'acide chlorhydrique (HCl) en milieu fermé, entraînant la libération d'un volume de dioxyde de carbone (CO₂) proportionnel à la teneur en CaCO₃ de l'échantillon, selon la réaction suivante :



Une prise d'essai de 1g de sol finement broyé et esché a été pesé avec précision, l'échantillon a été introduit dans erlenmeyer, puis attaque par 10 ml d'acide chlorhydrique. Le système étant hermétiquement fermé et immergé dans un bain d'eau, le volume de CO₂ dégagé a été mesuré par la différence de niveau d'eau dans la burette graduée du calcimètre après stabilisation (environ de 15 minutes). Un étalonnage préalable a été effectué avec du carbonate de calcium pur (CaCO₃) afin de déterminer le volume de référence. Le pourcentage de calcaire total a été calculé selon la formule :

$$\text{Masse de CaCO}_3 = (\text{V co}_2 \text{ mesure} \times \text{M caco}_3) / \text{V molaire}$$

P : masse de CaCO₃ pur d'étalonnage (g)

V : volume de CO₂ dégagé par l'échantillon (ml)

P : masse de prise d'essai (g)

v : volume de CO₂ dégagé par l'étalon (ml)

6 Détection et évaluation de la colonisation racinaire MA

6.1 Coloration des racines

La mise en évidence de la colonisation mycorhizienne des racines de *Saliconia fruticosa* nécessite une étape préalable d'éclaircissement et de coloration des tissus racinaires. Pour ce faire, la méthode de Phillips et Hayman (1970) a été utilisée. Les racines fines ont d'abord été soigneusement lavées à l'eau puis découpées en fragments d'environ 1 cm de longueur. Les fragments racinaires ont ensuite été traités dans une solution de KOH à 10 % pendant 35 minutes à 90 °C afin d'éliminer le contenu cellulaire et de rendre les tissus plus transparents. Après rinçage à l'eau distillée, ils ont été acidifiés dans une solution d'HCl à 1 % pendant 5 minutes à température ambiante. Les racines éclaircies ont ensuite été colorées au bleu trypan à 0,05 % pendant 20 minutes à 90 °C, puis conservées dans du lactoglycérol jusqu'à leur observation (Annexe 1).

Les fragments racinaires colorés ont été observés au microscope optique. La présence de structures mycorhiziennes, telles que les hyphes, les arbuscules et les vésicules, a été mise en évidence par leur coloration en bleu foncé.

6.2 Evaluation de la colonisation racinaire de MA

Le taux de colonisation mycorhizienne a été évalué selon la méthode de Trouvelot *et al.* (1986). Pour chaque échantillon, une trentaine de fragments racinaires d'environ 1 cm de longueur, préalablement colorés au bleu trypan, ont été sélectionnés. Les fragments ont été disposés parallèlement entre lame et lamelle dans une goutte de glycérol, à raison d'une dizaine de fragments par lame.

L'observation au microscope optique a permis d'attribuer à chaque fragment une note correspondant à son degré de colonisation mycorhizienne selon une échelle de six classes allant de 0 à 5. La richesse arbusculaire a également été estimée à l'aide d'une échelle comportant quatre classes : A0, A1, A2 et A3 (Figure 10). Les données obtenues ont ensuite permis de calculer les différents paramètres de mycorhization définis par Trouvelot *et al.* (1986) (Tableau3).

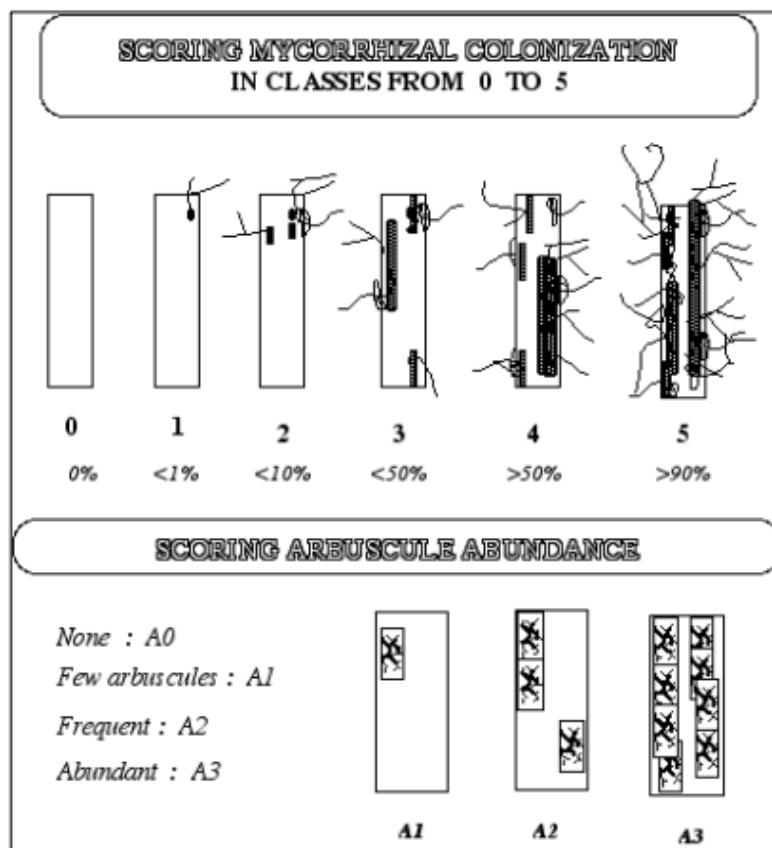


Figure 10 : Notation de la colonisation mycorhizienne et de la richesse en arbuscules (Trouvelot *et al.*, 1986).

Tableau 3 : Les paramètres de mycorhization définis par Trouvelot *et al.* (1986).

Les paramètres de mycorhization	Equations
F% : Fréquence de la colonisation mycorhizienne	$F\% = (\text{nb de fragments mycorhizés} / \text{nb total de fragments}) \times 100$
M % : Intensité de la colonisation du cortex racinaire	$M\% = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / (\text{nb total})$ Ou n_5 =nombre de fragments classées5 ; n_4 = nombre de fragments clasées4 ; etc.
m % : Intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhisée du système racinaire	$m\% = M\% \times (\text{nb total}) / (\text{nb mycorhizes})$
a% : Teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhisée du système racinaire	$a\% = (100m_{A3} + 50m_{A2} + 10m_{A1}) / 100$ m_{A3}, m_{A2}, m_{A1} sont les % de m respectivement affectes des notes A3, A2, A1. Avec $m_{A3} = (95n_5A_3 + 70n_4A_3 + 30n_3A_3 + 5n_2A_3 + n_1A_3) / (\text{nombre de fragementes mycorhizes}) \times 100/m$, de même pour A2 et A1.
A % : Teneur arbusculaires de la colonisation ramenée au système racinaire entier (proportion du système racinaire renfermant des arbuscules, exprimée en %).	$A\% = a \times (M\% / 100)$

7 Détermination du potentiel infectieux mycorhizogène (PIM)

Le Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM) d'un sol correspond à sa capacité à induire une infection mycorhizienne en fonction des propagules fongiques qu'il contient (spores, hyphes extraracinaires et fragments de racines colonisées) en quantité suffisante. Il constitue un indicateur qui renseigne non seulement sur la quantité, mais également sur la qualité du potentiel infectieux des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) présents dans le sol. (Plenchette *et al* ; 1989).

La détermination du PIM a été réalisée selon la méthode décrite par Plenchette *et al.* (1989). Elle est basée sur la culture de plantes hôtes mycotrophes dans une série de dilutions d'un sol naturel mélangé à un substrat stérilisé. Dans la présente étude, les échantillons de sol prélevés dans la zone humide de Douima (sols rhizosphériques de *Salicornia fruticosa* . et sol nu) ont été soumis à six dilutions successives dans du sable stérilisé selon le Tableau 4. Pour chaque sol et chaque dilution, trois répétitions ont été faites, soit au total 54 pots (6 dilutions $\times$ 3 répétitions $\times$ 3 types de sol). Cent grammes (100 g) de chaque mélange ont été mis dans des pots en plastique. Dans chaque pot, des graines de plantes pièges mycotrophes ont été semées puis cultivées sous serre pendant deux semaines.

Tableau 4 : Différentes quantités de sol non stérilisé et stérilisé utilisées pour les dilutions.

Dilutions	1	2	3	4	5	6
Quantité de sol naturel (g)	3	6	12	24	48	100
Quantité de sable stérile (g)	97	94	88	76	52	00

Le Sorgho (*sorghum bicolor* L) a été choisi comme plante test dans cette étude en raison de sa forte mycotrophie, c'est-à-dire sa grande dépendance vis-à-vis des champignons mycorhizes arbusculaires pour sa nutrition (Plenchette et Morel, 1996). Cette espèce est largement utilisée dans les essais de détermination du potentiel infectieux Mycorrhizogene (PIM) grâce à sa croissance rapide, son système racinaire bien développe et sa sensibilité à la colonisation mycorhizienne. Les graines de sorgho ont été désinfectées de surface dans une solution d'hypochlorite de sodium a (1%) pendant 5 min, puis soigneusement rincées dix fois avec l'eau distillée stérile afin d'éliminer tout résidu de désinfectant. Elles ont ensuite été immergées dans la dernière eau de rinçage durant 30 minutes. Après cette étape, les graines ont été transférées sur de l'eau gélosée à (0,8%) (Annexe 2) dans des boîtes de pétri puis placées à l'obscurité à 22 °C pendant 48 heures afin de favoriser leur prégermination. Les graines germées (Figure 11) été repiquées dans les 54 pots en plastique contenant les dilutions a 100g de sol, en raison de 10 graines par pot. Les plantes ont été cultivées pendant deux semaines et arrosées quotidiennement avec de l'eau distillée stérile.



Figure 11 : les graines prégermées de sorgho.

Après 15 jours de culture, les systèmes racinaires des plantules de sorgho ont été prélevés, lavés puis colorés selon la méthode de Phillips et Hayman (1970) afin de mettre en évidence les structures mycorhiziennes. Les racines ont ensuite été observées au microscope optique. Un système racinaire présentant au moins un point d'infection, caractérisé par la présence d'hyphes pénétrant dans le cortex racinaire, a été considéré comme mycorhizé. Le pourcentage de plantes mycorhizées a ensuite été calculé pour chaque pot.

Des régressions linéaires ($Y=aY+b$) ont été établies en mettant en relation le pourcentage de plantes mycorhizées avec le logarithme de la quantité de sol non stérilisé, selon la méthode décrite par (Duponnois *et al.*, 2001). Avec cette équation le PIM₅₀ a été calculé (Annexe 3). Ce dernier caractérise la quantité de sol non stérilisé nécessaire pour mycorhizes 50% d'une population de plantes dans les conditions du test biologique. Pour une meilleure comparaison, les résultats ont été également présentés en nombre d'unités PIM₅₀ par 100 grammes de sol.

8 Extraction et estimation de la densité des spores de CMA

L'extraction des spores a été réalisée selon la méthode de tamisage humide décrite par Gerdemann et Nicolson (1963). Pour chaque type de sol (les deux sols rhizosphériques et le sol nu), 100 g de sol, en trois répétitions, ont été mis en suspension dans 500 ml d'eau distillée. Le mélange sol-eau a été agité pendant une minute afin de disperser les particules du sol, puis laissé à décanter pendant 30 secondes. Cette opération a été répétée trois fois. La suspension surnageante a ensuite été récupérée et passée à travers une série de tamis superposés à mailles décroissantes de 500 µm, 250 µm et 45 µm. Les particules retenues par les tamis de 250 µm et 45 µm sont recueillies et mises en suspension dans de l'eau distillée.

Les suspensions sporales ont été réparties dans des tubes de centrifugation remplies à 1/3 d'une solution de saccharose à 60% (Annexe 4) afin de concentrer des spores et réduire les débris de sol (Daniels et Skipper, 1982). Ces derniers ont été placés dans une centrifugeuse à 1400 rpm pendant 5 min. Le surnagent est filtré à travers un tamis (45 μ m) afin de récupérer les spores. Pour éliminer le saccharose, les spores ont été ensuite rincées avec de l'eau distillée refroidie à 4°C et mises en suspension dans l'eau distillée. Le mélange de spores obtenues après extraction est observé à la loupe binoculaire. Les spores sont comptées. Le nombre moyen de spores est exprimé pour 100g des sol sec.

Chapitre III

Résultats et Discussion

1 Caractéristiques floristiques de la zone humide de Douaïma

La zone humide de Douaïma constitue un écosystème côtier caractérisé par des conditions environnementales particulières, notamment une forte salinité des sols et des variations du régime hydrique. Ces contraintes écologiques favorisent l'installation d'une végétation spécialisée, dominée par des espèces halophytes adaptées aux milieux salés. Ce site est emblématique des problématiques de conservation des zones humides de l'ouest algérien, où un fort potentiel agro écologique se retrouve parfois mis en péril par des pressions d'origine humaine (Amara et Boussaid, 2021 ; Melalih, 2021). L'insuffisance des mesures de réhabilitation et de protection reste un enjeu majeur pour la valorisation de ce patrimoine naturel (Agence Nationale de l'Environnement, 2018).

La prospection botanique réalisée dans la zone humide de Douaïma a permis d'identifier plusieurs espèces végétales appartenant à différentes familles botaniques. La végétation observée est principalement composée d'espèces halophytes adaptées aux conditions de salinité élevées caractéristiques des milieux littoraux. Parmi les espèces recensées figurent notamment *Juncus maritimus*, *Atriplex halimus*, *Beta macrocarpa* (Figure 12), ainsi *Salicornia fruticosa* (figure 13). Cette diversité floristique témoigne de la capacité de certaines espèces à coloniser et à se maintenir dans des environnements soumis à des contraintes abiotiques importantes, notamment la salinité et l'engorgement périodique des sols.

L'espèce *Salicornia fruticosa* est largement répartie dans les différents secteurs prospectés, formant localement des peuplements relativement denses. Cette large distribution suggère une bonne adaptation de l'espèce aux conditions écologiques du site. Cette espèce typique des environnements méditerranéens halophiles, a retenu une attention particulière en raison de sa remarquable résilience et de sa capacité à coloniser efficacement les substrats salins et les zones humides périodiquement inondées (Pignatti, 2017). Sa forte tolérance aux conditions abiotiques extrêmes, notamment la salinité élevée et l'alternance inondation-sécheresse, en fait un modèle pertinent pour étudier les interactions rhizosphériques en milieux halophiles.

Le système racinaire de *Salicornia fruticosa*, naturellement adapté aux sols salés et souvent anoxiques (Lambers et Oliveira, 2019), favorise le développement de communautés microbiennes spécifiques halotolérantes. Ces micro-organismes, essentiels à la régénération

végétale, jouent un rôle déterminant dans la structuration, la désalinisation et la fertilité des sols (Philippot *et al.* , 2013). La synergie entre cette plante et sa microflore associée constitue ainsi une piste prometteuse pour le développement de stratégies de restauration écologique des zones salins (Vimal *et al.* , 2017).

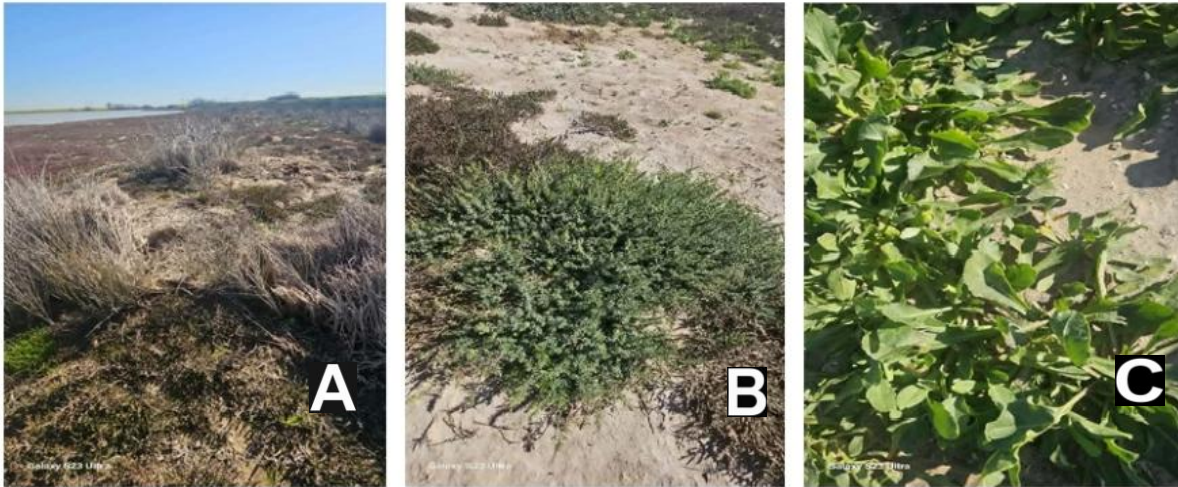


Figure 12 : Les espèces végétales de la région, A : *Juncus maritimus*, B : *Atriplex halimus*, C : *Beta macrocarpa*.



Figure 13 : L'espèce végétale *Salicornia fruticosa*.

2 Analyse physico-chimique

Les résultats des analyses physico-chimiques réalisées sur les trois types de sol étudiés sol de la zone 1 (une parcelle proche du marais, soumise à une forte influence hydrique et à des inondations fréquentes), sol de la zone 2 (une parcelle plus éloignée où l'influence de l'inondation était moins marquée) et sol nu) sont présentés dans le Tableau 5. Ces analyses ont permis de caractériser les propriétés texturales, chimiques et salines des sols, mettant en évidence des contrastes importants liés à leur occupation et à leur position dans l'environnement côtier du Nord-Ouest algérien. Les paramètres étudiés incluent la granulométrie, la masse volumique des particules, la matière organique, le CaCO_3 , le pH, ainsi que les indicateurs de salinité (conductivité électrique, TDS, NaCl et résistivité électrique) comparé avec les normes (Annexe 5).

Tableau 5 : Résultats des paramètres physico-chimiques des trois types de sol.

Paramètres	Unite	Sol 1	Sol 2	Sol nu
Particules fines	%	20,3	51,37	24,65
VBS	g	5	6.67	6.67
Texture		limoneux-sableux	Limoneux-argileux	limoneux-sableux
Masse volumétrique des particules	%	2,35	2,58	2,40
Matière organique	%	2,04	4,22	2,57
Caco3	%	2,58	2,23	2,90
pH		7,95	8,12	8,11

Conductivité électrique	dS/cm	2,88	3,44	3,52
Potentiel d'oxydo-réduction	mV	-31,3	-40,2	-38,7
Solides dissous totaux	ppt	2,71	3,25	3,33
NaCl	ppt	30,06	34,26	35,17
Resistivite électrique	Ω m	184,4	154,3	149,9

Les analyses granulométriques réalisées par tamisage humide, tamisage sec et sédimentation ont permis de caractériser précisément les textures des trois types de sols étudiés. Le sol 2 présente une fraction fine ($< 0,08$ mm) très élevée de 51,37 %, ce qui a nécessité le recours à l'analyse par sédimentation pour distinguer les argiles (< 2 μ m) des limons. Cette forte proportion de particules fines lui confère une texture Limoneux-argileux (classe A-L selon le triangle textural GEPPA). À l'inverse, les sols 1 et 3 montrent des teneurs en fines plus modérées (respectivement 20,3 % et 24,65 %), associées à une nette dominance de la fraction sableuse (environ 70 à 78 % entre 0,08 et 2 mm) et un taux de gravier négligeable. Ces deux sols se classent donc en texture sable limoneux (classe SI). Ces différences granulométriques entraînent des comportements physiques contrastés : le sol 2 est caractérisé par une forte rétention d'eau et de nutriments, une plasticité élevée, un drainage lent et une sensibilité à la compaction, tandis que les sols 1 et 3 présentent un drainage rapide et une bonne aération.

La valeur Bleu de Méthylène (VBS) mesure l'activité argileuse, c'est-à-dire la surface spécifique et la réactivité des minéraux argileux (capacité d'adsorption et d'échange cationique), et non leur quantité. Les valeurs obtenues sont de 6,67 pour les sols 2 et 3, et 5 pour le sol 1, indiquant une activité argileuse faible à modérée. Bien que le VBS du sol 2 soit identique à celui du sol 3, son impact est bien plus prononcé dans le sol 2 en raison de la très forte proportion de fines (51,37 %). La quantité absolue d'argiles actives y est donc beaucoup plus importante, renforçant le caractère limono-argileux du sol (plasticité, cohésion et rétention). Dans les sols 1

et 3, la même activité est diluée au sein d'une matrice sableuse dominante, ce qui limite son influence sur le comportement global du sol.

Ces résultats sont cohérents avec de nombreuses études pédologiques menées en contextes tempérés ou semi-arides. Les travaux de Hoang (2017) sur les propriétés hydromécaniques des sables limoneux ont mis en évidence leur bonne perméabilité et leur sensibilité à la succion, caractéristiques observées dans les sols 1 et 3. De même, les recherches de l'INRAE et de la FAO sur les sols limono-sableux soulignent leur forte capacité de stockage d'eau et de nutriments grâce à une plus grande quantité d'argiles actives, tout en notant leur vulnérabilité à la compaction et à l'asphyxie racinaire. La dissociation observée ici entre la quantité de fines (texture) et le VBS (activité argileuse) est classique : un VBS modéré peut conférer un comportement nettement argileux lorsque la fraction fine dépasse 40-50 %, comme dans le cas du sol 2. Cette variabilité texturale confirme la nécessité d'adaptations culturales spécifiques, notamment par des apports réguliers de matière organique, afin d'améliorer la structure, l'équilibre air/eau et la durabilité des trois sols.

La masse volumique des particules varie entre 2,35 et 2,58 g/cm³, avec une valeur plus élevée dans le sol 2 (2,58 g/cm³). Cette différence est cohérente avec sa texture fine et sa plus forte proportion de particules minérales denses. Les valeurs observées restent dans la gamme typique des sols agricoles minéraux (2,3–2,7 g/cm³). Des études similaires réalisées en Algérie (Mitidja, régions arides) rapportent des masses volumiques comparables, souvent plus élevées dans les horizons argileux en raison de la compaction naturelle ou anthropique (Halitim, 1995 ; Boulmane *et al.*, 2015).

La teneur en matière organique est significativement plus élevée dans le Sol 2 (4,22 %) par rapport au Sol 1 (2,04 %) et au Sol nu (2,57 %). Cette richesse renforce la structure du sol, améliore la rétention d'eau et des nutriments, et favorise l'activité biologique, contribuant ainsi à une meilleure fertilité. Les teneurs plus faibles dans les sols 1 et nu indiquent une moindre protection organique, typique des sols exposés ou peu amendés. Ces résultats concordent avec plusieurs travaux en Algérie septentrionale, où la matière organique dans les sols cultivés varie souvent entre 1 et 5 %, avec des valeurs plus élevées (> 3-4 %) dans les parcelles bien gérées et des teneurs inférieures à 2-3 % dans les zones dégradées ou non cultivées (Boulmane *et al.*, 2015; Chaa *et al.*, 2018).

Les teneurs en carbonate de calcium (CaCO_3) sont faibles à modérées (2,23 à 2,90 %), avec une légère augmentation dans le Sol nu. Ces valeurs indiquent une influence calcaire modérée qui contribue à l'alcalinité générale des sols sans atteindre les niveaux de calcification forte ($> 10\text{-}15\%$). Des études comparables dans le Nord-Ouest algérien et en zones méditerranéennes rapportent des teneurs en CaCO_3 similaires (2-8 %), souvent liées à la nature de la roche mère ou à des apports éoliens (Halitim, 1995 ; Daoud *et al.*, 2020).

Le pH des trois sols est légèrement à modérément alcalin, variant de 7,95 (Sol 1) à 8,12 (Sol 2). Cette alcalinité modérée est caractéristique des environnements côtiers et semi-arides, où elle influence la disponibilité de certains nutriments (notamment le phosphore et les micronutriments). Ces valeurs sont conformes à celles observées dans de nombreuses études sur les sols du Nord-Ouest algérien (pH 7,5–8,5), où l'alcalinité est souvent attribuée à la présence de carbonates et à l'influence marine (Boulmane *et al.*, 2015 ; Chaa *et al.*, 2018).

La conductivité électrique (EC) varie entre 2,88 dS /cm (sol 1) et 3,52 dS/cm (Sol nu), indiquant une salinité modérée, il est important de noter que les échantillons ont été prélevés à une certaine distance du marécage, où la salinité est plus faible qu'à proximité immédiate. Les teneurs en solides dissous totaux (TDS entre 2,71 et 3,33 ppt) et en NaCl (30,06 à 35,17 ppt) confirment cette influence saline. Le potentiel d'oxydo-réduction négatif (entre -40,2 mV et -31,3 mV) révèle des conditions réductrices modérées. Ces résultats sont cohérents avec Daoud *et al.* (2020) et Boulmane *et al.* (2015) qui ont rapporté des EC comprises entre 2,5 et 4,5 dS/cm et des conditions réductrices dans les sols côtiers du Nord-Ouest algérien.

3 Détection et évaluation de la colonisation racinaire MA

3.1 Mise en évidence de la colonisation racinaire MA

L'observation microscopique des racines de la salicorne, après coloration au bleu de Trypan selon la méthode de Phillips et Hayman (1970), a révélé la présence d'une colonisation mycorhizienne par les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) dans les racines de la plante hôte. Cette colonisation est mise en évidence par l'observation de structures caractéristiques des CMA, notamment des hyphes et des vésicules (Figure 14).

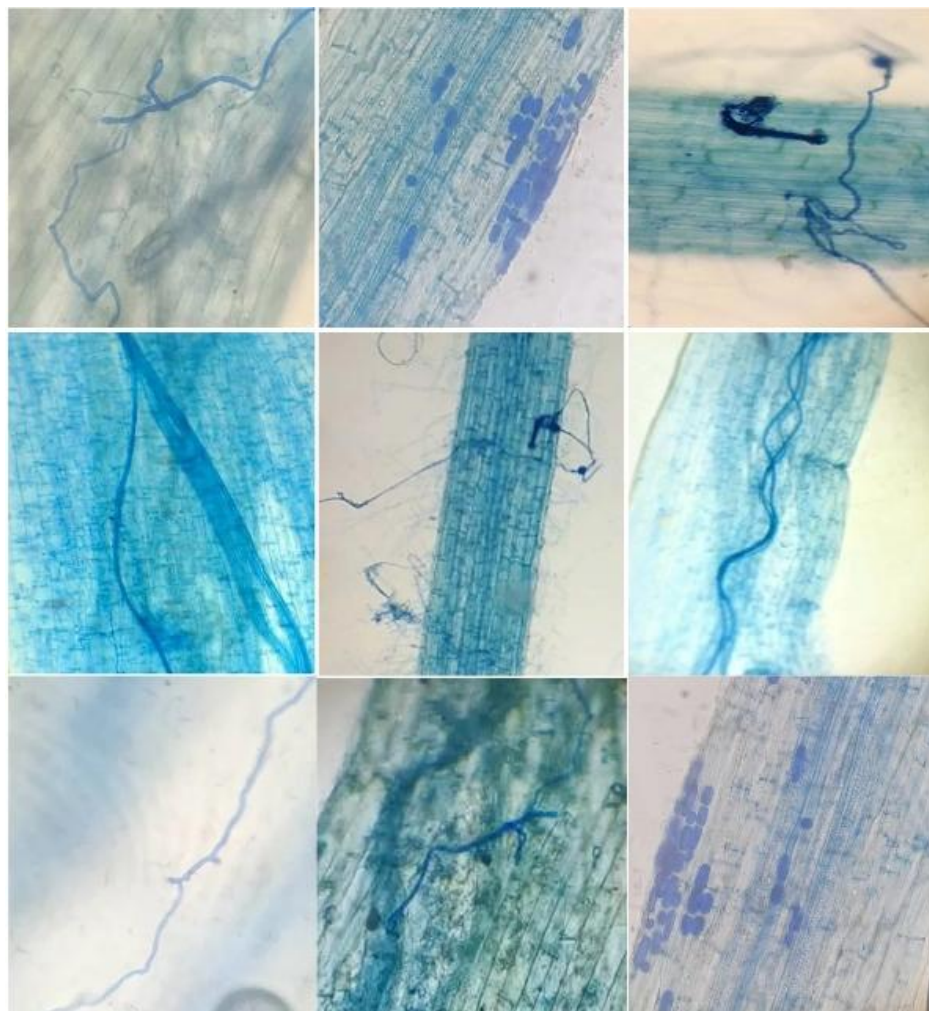


Figure 14 : Structures mycorhizienne observées dans les racines de la plante salicorne colorées par le bleu de Trypan (G $\times 10$ et $\times 40$).

3.2 Evaluation de la colonisation racinaire MA

Les résultats de l'évaluation de la colonisation mycorhizienne montrent une faible fréquence de mycorhization (F %) dans les deux zones étudiées, avec des valeurs de 33,33 % pour la zone 1 et 37,33 % pour la zone 2. De même, l'intensité de la colonisation mycorhizienne dans le système racinaire (M %) demeure faible, atteignant 4,11 % dans la zone 1 et 7,50 % dans la zone 2. L'intensité de la colonisation dans les fragments racinaires mycorhizés (m %) est également plus élevé dans la zone 1 (12,45 %) et (19,76 %) dans la zone 2 (Tableau 6).

Tableau 6 : Les différents paramètres d'estimation du degré de la colonisation des racines de *Saliconia fruticosa*.

Espèce végétale	F%	M%	m%
Zone 1	33,33	4,11	12,45
Zone 2	37,33	7,5	19,76

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 mycorhizés.

D'après les résultats obtenus, *Saliconia fruticosa*, est mycorhisée avec un taux de mycorrhization faible. Nos résultats sont en accord avec ceux de Megharbi *et al.* (2016) qui ont montré que les racines de *Saliconia fruticosa*, et d'autres halophytes des zones humides algériennes étaient colonisées par des CMA, mais les niveaux de colonisation étaient faibles (fréquences et intensités basses chez les *Amaranthaceae*). Nos résultats corroborent plusieurs études sur des halophytes en milieux salins (Hildebrandt *et al.*, 2001 ; Sidhoum *et al.*, 2025 ; Aliasgharzadeh *et al.*, 2001). La mycorrhization relativement faible chez les halophytes de la famille des *Amaranthaceae* (ex- *Saliconia fruticosa*) peut s'expliquer par leur forte tolérance intrinsèque au stress salin et édaphique, qui réduit leur dépendance vis-à-vis des champignons mycorhiziens arbusculaires. La salinité et les conditions de sol peuvent limiter la sporulation, la germination des spores et le développement des hyphes extraracinaires des CMA (Del Val *et al.*, 1999 ; Pawlowska et Charvat, 2004).

Malgré son faible taux de mycorrhization, *Saliconia fruticosa* peut être utilisée comme plante pionnière ou hyperaccumulatrice potentielle pour la phytostabilisation et la restauration des sols dégradés ou salins ; c'est une candidate intéressante pour la phytoremédiation (Alipoor *et al.*, 2015 ; González-Ramírez *et al.*, 2022).

4 Potentiel Infectieux Mycorhizogene (PIM)

Le Potentiel Infectieux Mycorhizogene (PIM) permet d'estimer la capacité d'un sol à induire la formation de symbioses mycorhiziennes arbusculaires avec cette étude, le sorgho (*Sorghum bicolor* L.) a été utilisé comme plante test en raison de sa forte dépendance mycorhizienne. La méthode employée est celle décrite par Plenchette *et al.* (1989), basée sur un

test biologique en conditions contrôlées, repose sur l'enregistrement du pourcentage de plantes colonisée en fonction d'une série de dilution de sol non stérilisé.

4.1 Observation des systèmes racinaires

Après 15 jours de culture en serre, les systèmes racinaires des plantules de sorgho ont été soigneusement récupérés (Figure 15,16), lavés, colorés au bleu trypan selon la méthode de Phillips et Hayman (1970).

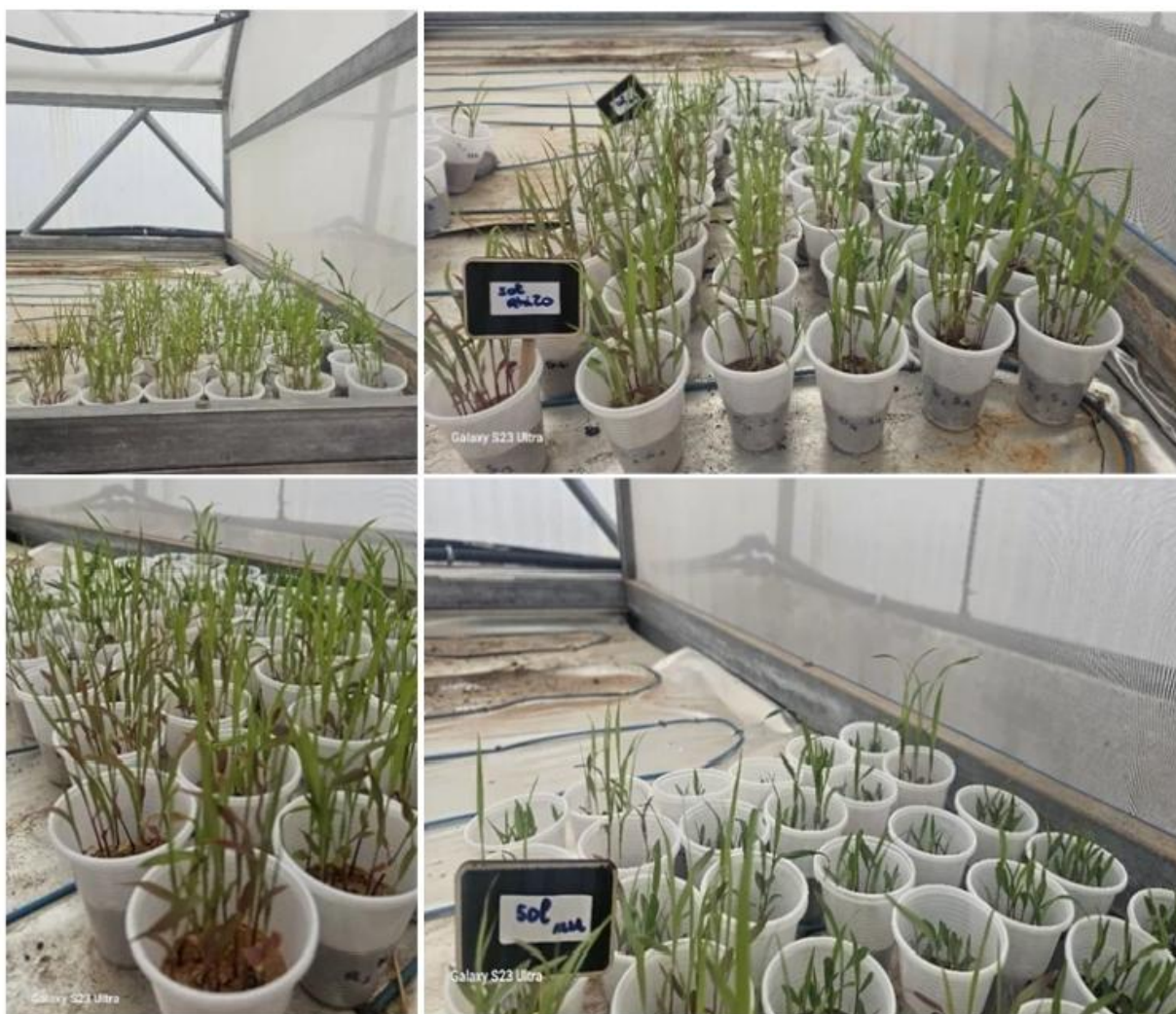


Figure 15 : Des cultures de Sorgho après 15 jours (6 dilutions $\times$ 3 répétitions $\times$ 3 sol).



Figure 16 : Les plantules de sorgho déterrées.

Le pourcentage de plantules mycorhizées, correspondant à chaque dilution du test biologique, est ensuite déterminé (Tableau 7) à l'issue d'observations microscopiques réalisées sur l'ensemble des racines, préalablement colorées au bleu de Trypan (Figure 18).

Tableau 7 : Les pourcentages des plantules mycorhizées de chaque dilution de test.

Dilutions de sol nu	1	2	3	4	5	6
Pourcentage des plantes Mycorhizes %	13,33	30	43,33	43,33	53,33	63,33
Dilutions de sol rhizosherique 1	1	2	3	4	5	6
Pourcentage des plantes Mycorhizes %	10	23,33	40	53,33	46,66	43,33
Dilutions de sol rhizosherique 2	1	2	3	4	5	6
Pourcentage des plantes Mycorhizes %	13,33	30	40	46,66	46,66	60

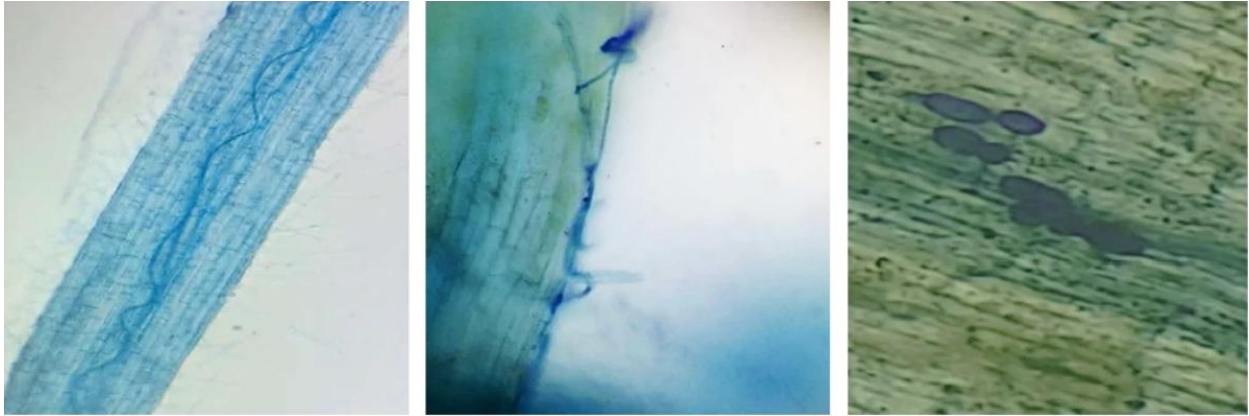


Figure 17 : Structures mycorhizienne observées dans les racines Sorgho colorées par le bleu de Trypan (G $\times 10$ et $\times 40$).

4.2 Calcul du PIM₅₀

Les pourcentages de plantules mycorhizées obtenus pour chaque dilution de sol ont été traités à l'aide du logiciel Excel. Des courbes de régression linéaire (de la forme $Y = aX + b$) ont été établies, en mettant en relation le pourcentage de mycorhization avec le logarithme de la quantité de sol naturel. Les équations de ces droites de régression, ainsi que les coefficients de détermination (R^2), ont été générés automatiquement par le logiciel et sont présentés dans les figures ci-après (Figure 18, 19, 20).

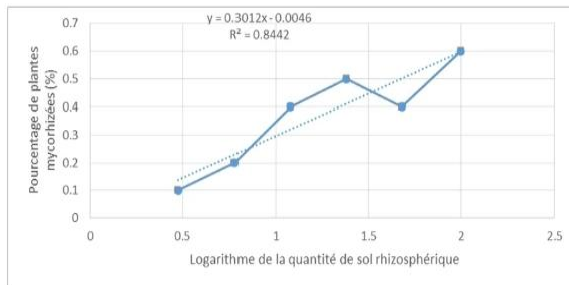


Diagramme 1:Regression lineaire 1.

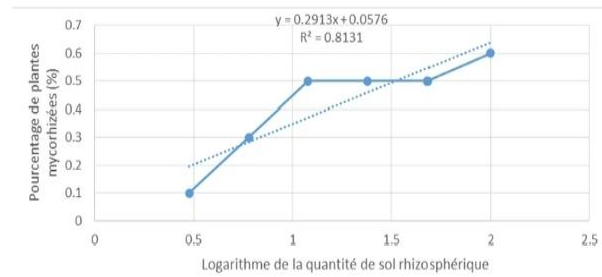


Diagramme 2 :Regression lineaire 2

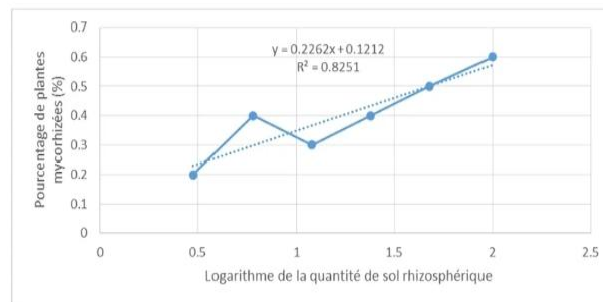


Diagramme 3: Regression lineaire 3

Figure 18 : Les régressions linéaires 1,2, 3 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol rhizosphérique1.

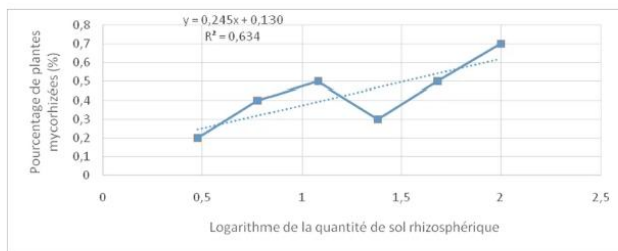


Diagramme 4 : Regression lineaire 4.

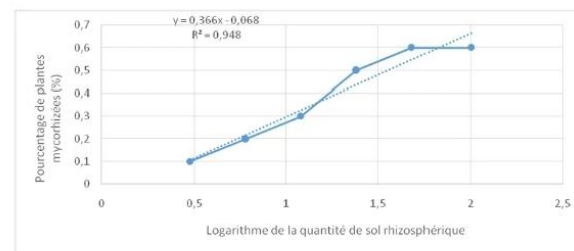


Diagramme 5 : Regression lineaire 5.

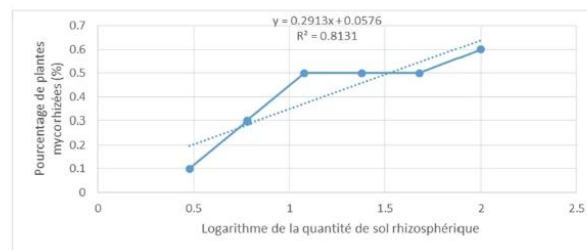


Diagramme 6 : Regression lineaire 6.

Figure 19 : Les régressions linéaires 4, 5,6 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol 2.

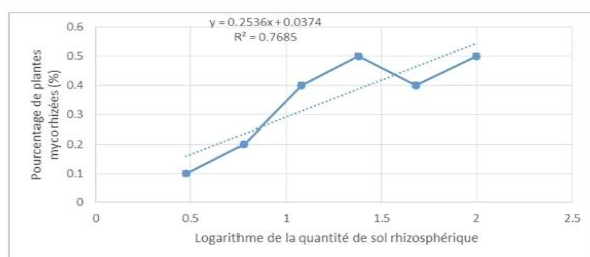


Diagramme 7 :Regression lineaire 7.

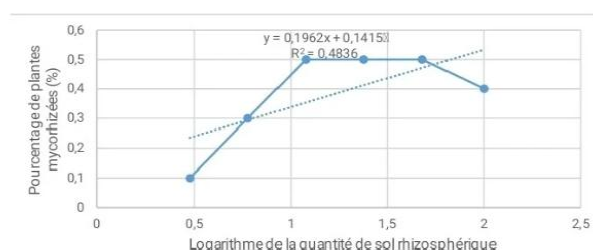


Diagramme 8 : Regression lineaire 8

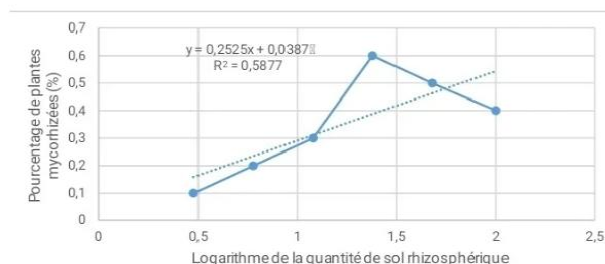


Diagramme 9 : Regression lineaire 9.

Figure 20 : Les régressions linéaires 7, 8,9 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol nu.

Le PIM_{50} correspond à la valeur de X lorsque Y atteint 0,5 dans l'équation de régression linéaire (annexe) il représente la quantité de sol nécessaire pour atteindre 50 % de mycorhization des plantes dans les conditions du test biologique. Une faible valeur de PIM_{50} indique un potentiel infectieux élevé du sol. Les valeurs de PIM_{50} obtenues (Tableau 8), c'est-à-dire la quantité de sol non stérilisé nécessaire pour atteindre un taux de mycorhization de 50 % chez la plante test *Sorghum bicolor*.

Tableau 8 : Le potentiel infectieux mycorhizogène des trois sols.

Origine du sol	R ²	PIM ₅₀	Nb des unités de PIM
Sol rhizosphérique 1	0,82	42,13	2,45
Sol rhizosphérique 2	0,79	33,40	3
Sol nu	0,61	66,89	1,50

Les résultats obtenus révèlent une différence marquée du Potentiel Infectieux Mycorhizogène entre les sols rhizosphériques et le sol nu. Ce potentiel, qui reflète la capacité du sol à infecter les racines par des CMA, est fortement influencé par la présence des plantes hôtes, les conditions édaphiques locales et la disponibilité en propagules fongiques (spores, hyphes, racines colonisées).

Dans notre étude, le sol rhizosphérique de *Salicornia fruticosa*. Présente un PIM₅₀ modéré (42,13 g pour le site 1 et 33,40 g pour le site 2), une valeur qui suggère une certaine activité biologique persistante, probablement maintenue par la présence de la plante hôte. Cette observation est cohérente avec la littérature, qui souligne que la plante stimule la prolifération des propagules mycorhiziennes grâce aux exsudats racinaires, qui constituent une source de carbone essentielle pour les CMA (Hildebrandt *et al.*, 2001 ; Meddich *et al.*, 2017).

À l'inverse, dans le sol nu, le PIM₅₀ atteint 66,89 g, indiquant une infectivité très faible. En l'absence de racines vivantes, l'activité mycorhizienne est fortement réduite, les spores ayant une capacité limitée à persister sans plante hôte, surtout lorsque les conditions du sol (humidité, structure, matière organique) sont défavorables. Ce constat est typique des substrats dévégétalisés ou fortement dégradés (Barea *et al.*, 2002).

Nos résultats corroborent plusieurs études sur les halophytes en milieux salins (Hildebrandt *et al.*, 2001 ; Aliasgharzadeh *et al.*, 2001 ; Pan *et al.*, 2020 ; Navarro-Torre *et al.*, 2023). Selon Plenchette (1989) et Duponnois *et al.* (2001), les sols non perturbés riches en biodiversité microbienne présentent généralement des PIM inférieurs à 50 g. À l'inverse, les sols nus montrent un potentiel infectieux limité, ce qui souligne l'importance de la végétation spontanée dans le maintien des communautés mycorhiziennes.

Ainsi, la différence de PIM entre les sols rhizosphériques de *Salicornia fruticosa*. et le sol nu confirme que la présence de plantes mycorhizées et le développement racinaire sont des facteurs déterminants dans le maintien et la stimulation des communautés mycorhiziennes (Gianinazzi *et al.*, 2010 ; Smith et Read, 2008 ; Oehl *et al.*, 2003 ; Meddich *et al.*, 2017). Le sol rhizosphérique de *Salicornia* apparaît comme un réservoir biologique riche en propagules infectieuses, essentiel pour la réussite de la symbiose mycorhizienne et pour les stratégies de restauration des sols salins.

5 Estimation de la densité des spores MA

L'extraction des spores de mycorhizes arbusculaires (MA) réalisée selon la méthode de Gerdemann et Nicholson (1963), avec enrichissement par centrifugation sur gradient de saccharose (Daniels et Skipper, 1982), a permis de quantifier la densité moyenne des spores présentes dans trois types de sol étudiés.

Tableau 9 : Densité des spores MA (nombre de spores/100 g de sol)

Origines des sols	Nombre de spores / 100 g de sol		
	250 μm	45 μm	Nombre total
Sol 1	21	217	238
Sol 2	74	125	199
Sol nu	39	149	182

L'observation à la loupe binoculaire a permis de distinguer et de compter les spores de mycorhizes arbusculaire. L'estimation de la densité des spores de mycorhizes arbusculaire (MA) dans les trois types de sols étudiés a révélé des valeurs moyennes de 238 spores/ 100 g dans le sol rhizosphérique 1, 199 spores/100 g dans le sol rhizosphérique 2, et 182 spores/100 g dans le sol nu (Tableau 9). La répartition par classe de taille montre une nette dominance de petites spores retenues sur le tamis de 45 μm (217 spores/100 g dans le sol 1, 125 spores/100 g dans le sol 2 et 149 spores/100 g dans le sol nu), tandis que les grandes spores retenues sur le tamis de 250 μm sont nettement moins abondantes (21 spores/ 100 g dans le sol 1, 74 spores/ 100 g dans le sol 2 et 39 spores/100 g dans le sol nu). Cette variabilité de taille allant de 45 μm à 250 μm reflète une diversité taxonomique au sein des *Glomeromycetes* : les spores de petite taille (45 à 100 μm) correspondent principalement au genre *Glomus*, les spores de taille moyenne (100 à 200 μm) regroupent souvent *Glomus* et *Acaulospora*, tandis que les spores de taille (200 à 250 μm) appartiennent surtout aux genres *Scutellospora* et *Gigaspora* (Morton et Benny, 1990 ; INVAM). La très forte dominance des petites spores, particulièrement marquée dans le sol rhizosphérique 2, est typique des environnements stressants tels que les sols salins. Bien que modérées par rapport aux écosystèmes naturellement riches en symbioses mycorhiziennes, ces densités demeurent notables dans un salin. Elles témoignent de la présence active d'un réseau

mycorhizien fonctionnel, susceptible de contribuer à la restructuration biologique du sol et à la recolonisation végétale.

Cette abondance sporale peut résulter de la recolonisation par des plantes pionnières mycorhiziennes tolérantes à la salinité, de la dispersion naturelle des propagules, mais aussi de la résilience écologique des CMA, dont les spores sont durables et résistantes (Smith et Read, 2008). La densité légèrement plus élevée observée dans le sol rhizosphérique 1 met en évidence l'influence stimulante des exsudats racinaires sur la sporulation. Ces valeurs restent inférieures à celles rapportées par Birhane *et al.* (2020) dans les forêts sèches d'Éthiopie, où la densité moyenne atteignait 559 spores/100 g de sol dans les communautés peu perturbées (avec pics dépassant 1400 spores/ 100 g). Elles sont en revanche comparables à celles observées par Mukhongo *et al.*, (2023) dans des systèmes agroécologiques au Kenya, où l'abondance sporale variait entre 177 et 224 spores/100 g selon les cultures et les zones.

Elles se rapprochent des densités basses enregistrées par Perri *et al.*, (2025) dans des zones minières perturbées (70 à 164 spores / 10 g de sol selon les sites). Globalement, ces résultats soulignent le potentiel biologique encore exploitable pour la restauration écologique du site malgré son caractère salin.

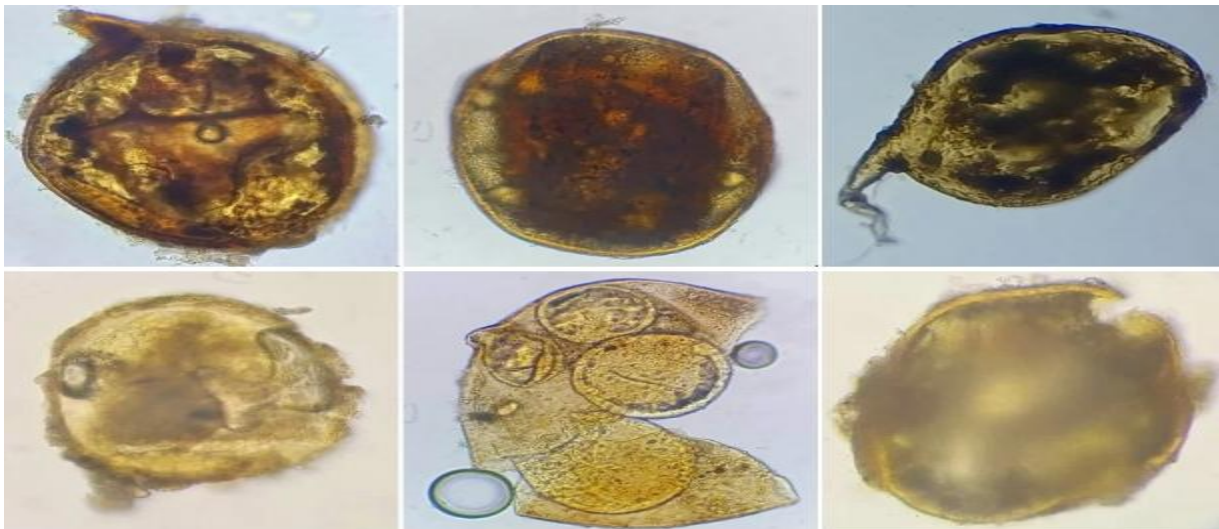


Figure 21 : Observation microscopique des spores (Gr $\times 10$ et $\times 40$) du tamis 45 μm .

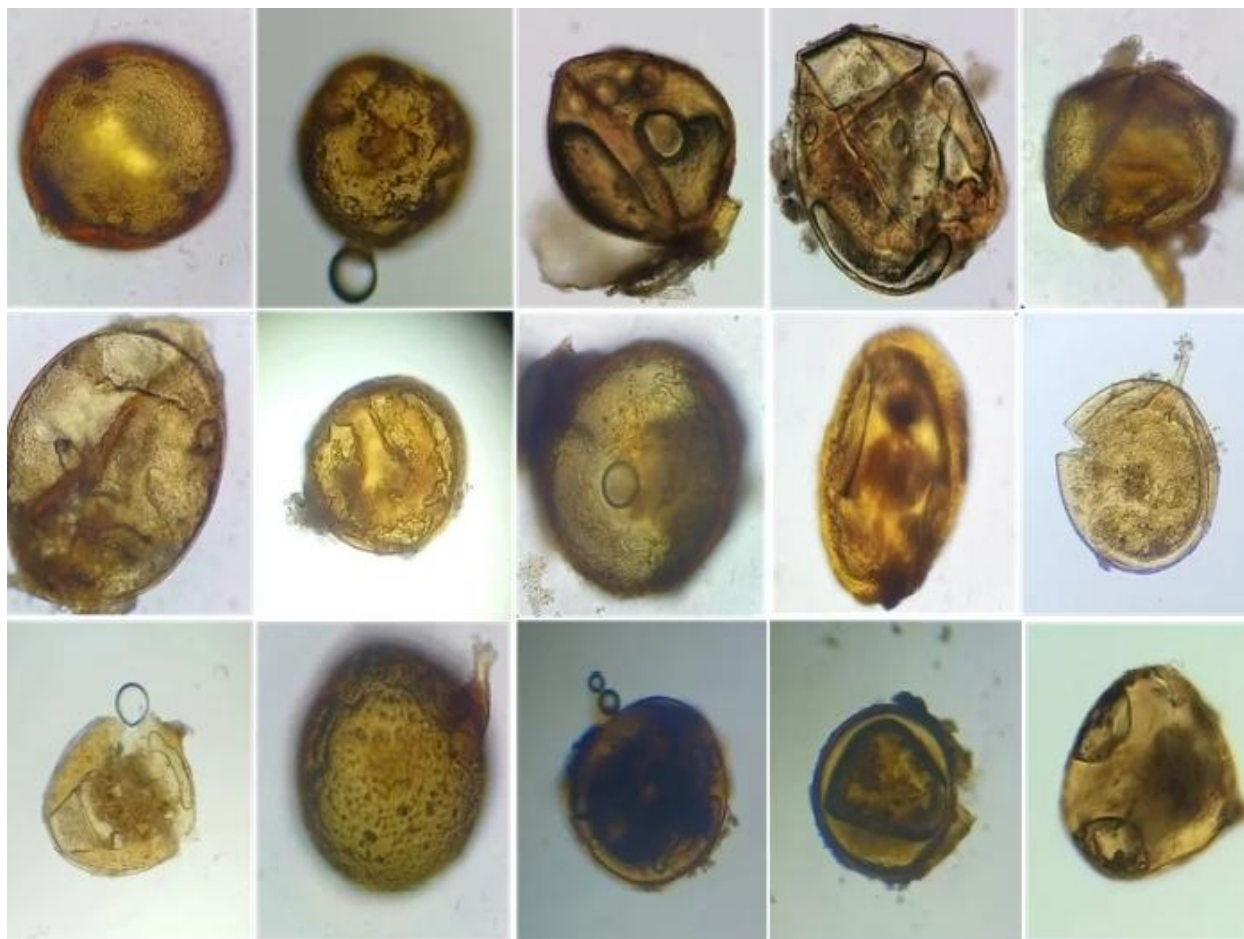


Figure 22 : Observation microscopique des spores (Gr $\times 10$ et $\times 40$) du tamis 250

Conclusion et Perspectives

Conclusion et perspectives

Les travaux réalisés dans le cadre de ce mémoire avaient pour objectif principal d'évaluer le potentiel mycorhizien de sols salins provenant d'une zone humide située à Douaïma, dans la commune de Hammam Bouhadjar (wilaya d'Aïn Témouchent). L'étude a porté sur une analyse comparative de deux sols rhizosphériques associés à *Salicornia fruticosa* et d'un sol nu dépourvu de végétation, afin de mieux comprendre les interactions entre cette plante halophyte et les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Cette approche a permis de mieux comprendre la dynamique des communautés mycorhiziennes et leur rôle dans le fonctionnement des écosystèmes salins.

Comme le montre ce tableau, la fréquence de mycorhization (F) reste relativement faible, avec 33,33 % en Zone 1 et 37,33 % en Zone 2. L'intensité globale de colonisation (M) est également faible : 4,11 % en Zone 1 et 7,5 % en Zone 2. Cependant, dans les fragments effectivement colonisés, l'intensité (m) atteint 12,45 % et 19,76 % respectivement. Ces valeurs indiquent une colonisation mycorhizienne faible, ce qui est typique des sols salins où les conditions édaphiques limitent fortement le développement des CMA. Malgré cela, la présence de structures mycorhiziennes confirme que des champignons tolérants à la salinité sont encore actifs dans ces sols.

Pour atteindre cet objectif, plusieurs paramètres ont été analysés, notamment la densité sporale, le potentiel infectieux mycorhizien (PIM) ainsi que différentes caractéristiques physico-chimiques des sols, telles que le pH, la conductivité électrique, la texture et la teneur en matière organique.

Les résultats obtenus ont montré que les sols rhizosphériques sous *Salicornia fruticosa* présentaient une densité sporale plus élevée (238 spores/g dans le sol 1 et 199 spores /g dans le sol 2) par rapport au sol nu (182 spores/g). En revanche, Le potentiel infectieux mycorhizien (PIM) modère dans les sols rhizosphériques (42,13 pour le sol 1 et 32,40 pour le sol 2) et très faible dans le sol nu (66,89). Sur le plan physico-chimique, les sols présentent une texture limoneux-argileuse (sol 1 et sol nu) à limoneux-sableuse (sol 2), et matière organique modérée (2,04 en zone 1, 4,22 % en zone 2 et 2,57), avec un pH alcalin (7,95 en zone 1, 8,12 en zone 2 et 8,11 en sol nu) et une conductivité électrique moyenne à modérée.

Ces résultats suggèrent que, bien que la présence des CMA soit confirmée dans tous les sols étudiés, leur efficacité infectieuse reste limitée, particulièrement dans les sols rhizosphériques sous *Salicornia fruticosa*. Cette situation met en évidence la nécessité de mettre en œuvre des mesures appropriées pour renforcer ces interactions symbiotiques, notamment par l'introduction de souches de CMA natives tolérantes à la salinité ou par des pratiques culturales favorisant le développement de la symbiose, afin de soutenir une production végétale durable et la réhabilitation des sols salins dans les zones humides côtières. En somme, cette étude met en évidence l'importance d'intégrer pleinement les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) et la mycorhization naturelle comme acteurs clés dans les stratégies de réhabilitation des sols salins.

L'approche intégrée sol–plante–microorganismes, à travers l'étude comparative des sols rhizosphériques sous *Salicornia fruticosa* et du sol nu, permet non seulement de mieux comprendre les dynamiques biologiques des écosystèmes humides côtiers, mais aussi d'ouvrir des perspectives concrètes en biorestauration. Identifier et valoriser les communautés mycorhiziennes associées à cette espèce pionnière halophile pourrait ainsi contribuer à améliorer la structure et la fertilité biologique des sols, rétablir les interactions symbiotiques et favoriser la stabilisation de la végétation en milieu salin. Ces résultats constituent une base prometteuse pour le développement de bio-inoculants à base de CMA natives tolérantes à la salinité et de pratiques de gestion adaptées, afin d'accélérer et de pérenniser la restauration des sols dégradés de la région de Douaïma et des zones humides similaires.

Références bibliographiques



Références bibliographiques

Association Echourouk . (2021). Canevas relatif à la classification de la Zone humide de Douaïma. Initiative par l'Association ECHOUROUK de Protection de l'Environnement, Aïn Témouchent. <https://portail.cder.dz/2021/02/03/hammam-bou-hadjar-ain-temouchent-vers-le-classement-de-la-zone-humide-de-douaïma/>.

Amara,M., Boussaid, K. (2021). Contribution à l'étude de la zone humide de Douaïma (Aïn Témouchent) : Aspects géographiques, écologiques et botaniques. Rapport d'initiative / Mémoire associé à l'Association Echourouk, Aïn Témouchent, Algérie.

Aissani, N. (1997). Facteurs influençant la formation des complexes mycorhiziens (Cité dans le mémoire de Master sur l'effet de la salinité sur la symbiose mycorhizienne chez *Allium sativum* L., Université Amar Telidji de Laghouat).

Aissani, N. (1997). Facteurs influençant la mycorhization dans les sols (cité dans le mémoire sur l'effet de la salinité chez *Allium sativum* L.). Université Amar Telidji de Laghouat.

Allen, F. (1991). The Ecology of Mycorrhizae. Cambridge University Press.

Aubert, G. (1978). Méthodes d'analyse des sols. Centre ORSTOM, Paris.

Aliasgharzadeh ,N., Rastin, N.S., Towfighi , A. Alizadeh .(2001). Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils of the Tabriz Plain of Iran in relation to some physical and chemical properties of soil. Mycorrhiza, 11(3), 119-122.

Augé, M. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. Mycorrhiza, 11(1), 3-42.

https://link.springer.com/article/10.1007/s005720100097Water_relations,_drought_and_vesicular-arbuscular_mycorrhizal_symbiosis_-_Mycorrhizalink.springer.com

Aroca, R., Porcel, R., Ruiz-Lozano, M. (2007). How does arbuscular mycorrhizal symbiosis regulate root hydraulic properties and plasma membrane aquaporins in *Phaseolus vulgaris* under drought, cold or salinity stresses? New Phytologist, 173(4), 808-816. <https://nph.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1469-8137.2006.01961.x>

Aroca, R., Ruiz-Lozano, J., Zamarreño, Á., Paz, J., García-Mina, J., Pozo, M. López-Ráez, J. (2013). Arbuscular mycorrhizal symbiosis influences strigolactone production under salinity and alleviates salt stress in lettuce plants. Journal of Plant Physiology, 170(1), 47-55. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0176161712004014www.sciencedirect.comwww.sciencedirect.com>

Benmahia, F., Berkana, S. (2022). Effet de la salinité sur la symbiose mycorhizienne chez l'espèce *Allium sativum* L. [Mémoire de Master]. Université Amar Telidji de Laghouat, Algérie. <http://dspace.lagh-univ.dz/bitstreams/d9c061f1-7b7f-4389-af50-cc4525324cd1/download> DSpace dspace.lagh-univ.dz

Brundrett, M. (2002). Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*, 154(2), 275–304. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2002.00397.x>

Benmahia, F., Berkana, S. (2022). Effet de la salinité sur la symbiose mycorhizienne chez l'espèce *Allium sativum* L. [Mémoire de Master en Sciences Agronomiques, Option : Protection des Végétaux]. Université Amar Telidji de Laghouat, Algérie. <http://dspace.lagh-univ.dz/bitstreams/d9c061f1-7b7f-4389-af50-cc4525324cd1/download> DSpace dspace.lagh-univ.dz

Boulard, B. (1968). Les mycorhizes. Monographie de Botanique et de Biologie Végétale n° 2, Masson et Cie, Paris

Boulard, B. (1968). Étude sur les mycorhizes en sols calcaires.

Baize, D. (1995). Guide des analyses en pédologie. INRA Éditions, Paris, France.

Belkheiri, A. (2000). Étude et classification des sols selon la teneur en matière organique. Mémoire / Rapport de recherche en sciences du sol, Université (Algérie).

Benmahia, F., Berkana, S. (2022). Effet de la salinité sur la symbiose mycorhizienne chez l'espèce *Allium sativum* L. Mémoire de Master, Université Amar Telidji – Laghouat.

Barea, J., Azcón, R., Azcón-Aguilar, C. (2002). Mycorrhizal fungi and plant growth promoting rhizobacteria. In : *Microbial Interactions in the Rhizosphere*. Ou plus précisément des travaux de Barea sur les interactions mycorhizes – microflore et solubilisation du phosphore. Une référence courante est Barea et al. Sur la synergie AMF et bactéries pour la nutrition minérale.

Boulmane, M., Benhabiles, N., Boukhatem, F. (2015). Caractérisation physico-chimique des sols de la région d'Ain Temouchent. *Revue des Sciences et Technologie*, Université Abou Bekr Belkaïd, Tlemcen.

Barea, J., Azcón, R., Azcón-Aguilar, C. (2002). Mycorrhizosphere interactions to improve plant fitness and soil quality. *Antonie van Leeuwenhoek*, 81, 343-351.

Chauhan, S., Mahawar, S., Jain, D., Udpadhyay, K., Mohanty, R., Singh, A., Maharjan, E. (2022). Stimuler l'agriculture durable par les mycorhizes arbusculaires en conditions de stress : mécanisme et perspectives d'avenir. *BioMed Research International*, 2022, Article ID 5275449, 28 pages. <https://doi.org/10.1155/2022/5275449> [Boosting Sustainable Agriculture by Arbuscular](#)

Chabani, R., Tehache, S. (2021). Synthèse bibliographique sur les mycorhizes : techniques et applications [Mémoire de Master]. Université Kasdi Merbah – Ouargla. Disponible sur : <https://dspace.univ-ouargla.dz/jspui/bitstream/123456789/29449/3/CHABANI-TEHACHE.PDF> dspace.univ-ouargla.dz dspace.univ-ouargla.dz

Chaa, S., Daoud, Y., Benmoussa, M. (2018). Propriétés physiques et chimiques des sols de la Mitidja occidentale. *Annales de l'Institut National Agronomique d'El Harrach*, 42(1), 45-58.

Daniels, B., Skipper, H. (1982). Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. In : Schenck, N.C. (Ed.), *Methods and Principles of Mycorrhizal Research* (pp. 29-35). American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota.

Duponnois R. *et al.* (2001). (Référence classique sur PIM en sols méditerranéens).

Del Val, C., Barea, J., Azcón-Aguilar, C. (1999). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungus populations in heavy-metal-contaminated soils. *Applied and Environmental Microbiology*, 65(2), 718-723.

Evelin, H., Kapoor, R., Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Mycorrhiza*, 19(563-581. <https://doi.org/10.1007/s00572-009-0263-4>

Evelin, H., Kapoor, R., Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of Botany*, 104(7), 1263-1280. <https://doi.org/10.1093/aob/mcp251>
Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a reviewdoi.org

Frank. (1885). Ueber die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. – *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft*, 128 - 145.

Fortin CP., André, J., Yves Piché 2008.-Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte. Multi Monde Quae. (Eds.), Québec, 131p.

Fortin, J., Plenchette, C., Piché, Y. (2016). Les mycorhizes : L'essor de la nouvelle révolution verte. Éditions Quae, Versailles.

Fortin J, Plenchette, C., Piche, Y. (2008), les mycorhizes la nouvelle révolution verte, édition Multi Mondes.

Fortin, A., Plenchette, C., Piché, Y. (2008). Les mycorhizes : l'essor de la nouvelle révolution verte. Éditions MultiMondes, Québec (ou articles associés de Fortin sur le rôle des mycorhizes dans la nutrition hydrique et minérale).

Garbaye, J. (2013). Les symbioses mycorhiziennes : une histoire de champignons et de racines. Versailles: Éditions Quae.

Giri, B., Kapoor, R., Mukerji, K. (2008). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress : a review. *Annals of Botany*, 104(7), 1263-1280. <https://academic.oup.com/aob/article-abstract/104/7/1263/165667?redirectedFrom=fulltext>
Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a reviewacademic.oup.com

Gianinazzi, S., Gollotte, A., Binet, M.N., van Tuinen, D., Redecker, D. Wipf, D. (2010). Agroecology: the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*, 519-530

Garbaye, J. (2013). La symbiose mycorhizienne – Une association entre les plantes et les champignons. Éditions Quae, Versailles, 240 p. Ouvrage de synthèse en français très utilisé pour expliquer le rôle du phosphore dans le métabolisme énergétique et la structure

cellulaire. <https://www.quae.com/produit/1207/9782759221165/la-symbiose-mycorhizienne> La symbiose mycorhizienne - Une association entre les plantes et les champignons - Jean Garbaye (EAN13 : 9782759221165) | Librairie Quae www.quae.com

Hampp, R., Schaeffer, C., Wallenda, T. (1995). Interactions between mycorrhizal fungi and other soil microorganisms: physiological and ultrastructural aspects. In A. Varma B. Hock (Eds.), *Mycorrhiza: Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*. Springer.

Hodge, A., Campbell, C., Fitter, H. (2001). An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature*, 413, 297-299. [https://www.researchgate.net/publication/11783087_An_arbuscular_mycorrhizal_fungus_accelerates_decomposition_and_acquires_nitrogen_directly_from_organic_material\(PDF\)](https://www.researchgate.net/publication/11783087_An_arbuscular_mycorrhizal_fungus_accelerates_decomposition_and_acquires_nitrogen_directly_from_organic_material(PDF)) [An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material](https://www.researchgate.net/publication/11783087_An_arbuscular_mycorrhizal_fungus_accelerates_decomposition_and_acquires_nitrogen_directly_from_organic_material) [www.researchgate.net](https://www.researchgate.net/publication/11783087_An_arbuscular_mycorrhizal_fungus_accelerates_decomposition_and_acquires_nitrogen_directly_from_organic_material)

Hamza, N. (2020). Potentiel de bioprotection et biofertilisation des mycorhizes à arbuscules dans quelques écosystèmes agricoles de l'est algérien [Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques]. Université Badji Mokhtar – Annaba, Algérie. Disponible sur : <https://biblio.univ-annaba.dz/wp-content/uploads/2022/06/These-Hamza-Nabila.pdf>

Hildebrandt, U., Janetta, K., Ouziad, F., Renne, B., Marner, H. Bothe. (2001). Arbuscular mycorrhizal colonization of halophytes in Central European salt marshes. *Mycorrhiza*, 10(4), 175-183. DOI: 10.1007/s005720000074

Keller, G., Frischknecht, F. (1966). *Electrical Methods in Geophysical Prospecting*. Pergamon Press.

Keller, G., Frischknecht, F. C. (1966). *Electrical Methods in Geophysical Prospecting*. Pergamon Press.

Lambers et Oliveira (2019) : Bonne référence générale. Hans Lambers est un spécialiste mondial de l'écophysiologie racinaire et de l'adaptation des plantes aux stress (salinité, anoxie, nutriments). Le livre *Plant Physiological Ecology* traite bien des halophytes.

Le Tacon, F., Bonneau, M., Gelpe, J., Boisseau, T., Baradat, P. (1994). Le dépérissement du pin maritime dans les landes de Gascogne à la suite des introductions de graines d'origine ibérique et des grands froids des années 1962-1963 et 1985. *Revue forestière française*, 46(5), 474-484.

Molina, R., Massicotte, H., Trappe, J. (1992). Specificity phenomena in mycorrhizal symbioses: community-ecological consequences and practical implications. In *Mycorrhizal Functioning: An Integrative Plant-Fungal Process* (pp. 357–423). Chapman et Hall.

Mukhongo, R., *et al.* (2023). Composition and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in different agroecological zones and cropping systems in Kenya. *Frontiers in Soil Science*, 3, 1152524.

Melalich, M. (2021). Étude de la végétation halophile et prospection botanique de la zone humide de Douaïma. Contribution dans le cadre de l'initiative de classement, Association Echourouk, Aïn Témouchent.

Meddich A., *et al.* (2017). Évaluation des potentialités mycorhizogènes en lien avec les paramètres physico-chimiques des sols de palmeraies du Maroc (Marrakech et Tafilalet). Cahiers Agricultures, 26, 160190. (Ou la référence exacte de votre bibliographie sur les potentialités mycorhizogènes en contextes arides/salins).

Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Mäder, P., Boller, T., Wiemken, A. (2003). Impact of Land Use Intensity on the Species Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agroecosystems of Central Europe. Applied and Environmental Microbiology, 69(5), 2816–2824.

Philippot *et al.* (2013): C'est un article très cité (« Going back to the roots: the microbial ecology of the rhizosphere ») sur le rôle des micro-organismes dans la rhizosphère.

Pan, X. *et al.* (2020). Arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils: diversity, adaptation and potential applications in phytoremediation. (typique sur AMF et halophytes en conditions salines – ajustez selon votre bibliographie exacte).

Perri, S. Y. U., *et al.* (2025). Responses of Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Plant... PMC. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC11859955/Responses of Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Plant Communities to Long-Term Mining and Passive Restorationpmc.ncbi.nlm.nih.gov>

Phillips, J. M., Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transactions of the British Mycological Society, 55(1), 158-161.

Pawlowska, T., Charvat, I. (2004). Heavy-metal stress and developmental patterns of arbuscular mycorrhizal fungi. Applied and Environmental Microbiology, 70(11), 6643-6649.

Plenchette, C., Perrin, R., Duvert, P. (1989). The concept of soil infectivity and a method for its determination as applied to endomycorrhizas. Canadian Journal of Botany, 67(1), 112–115. <https://doi.org/10.1139/b89-017>

Phillips, J., Hayman, D. (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(1), 158–161. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(70\)80110-3Redirectingdoi.org](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(70)80110-3Redirectingdoi.org)

Read, J., Perez-Moreno, J. (2003). Mycorrhizes et cycle des nutriments dans les écosystèmes – un voyage vers la pertinence ? New Phytologist, 157(3), 475–492. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00704.x> [Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems – a](#)

Rillig et Mummey, 2006: Rillig, M., Mummey, D. (2006). Mycorrhizas and soil structure. New Phytologist, 171(1), 41-53

Ruiz-Lozano *et al.*, 2016: Ruiz-Lozano, J., Aroca, R., Zamarreño, Á., Molina, S., Andreo-Jiménez, B., Porcel, R., García-Mina, J., Ruyter-Spira, C., López-Ráez, J. (2016). Arbuscular mycorrhizal symbiosis induces strigolactone biosynthesis under drought and improves drought tolerance in lettuce and tomato. *Plant, Cell et Environment*, 39(2), 441-452. [https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26305264/Arbuscular mycorrhizal symbiosis induces strigolactone biosynthesis under drought and improves drought tolerance in lettuce and tomato - PubMedpubmed.ncbi.nlm.nih.gov](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26305264/Arbuscular_mycorrhizal_symbiosis_induces_strigolactone_biosynthesis_under_drought_and_improves_drought_tolerance_in_lettuce_and_tomato_PubMedpubmed.ncbi.nlm.nih.gov)

Ruiz-Sánchez, M., Aroca, R., Muñoz, Y., Polón, R., Ruiz-Lozano, J.M. (2010). The arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances the photosynthetic efficiency and the antioxidative response of rice plants subjected to drought stress. *Journal of Plant Physiology*, 167(11), 862-869.

Richards, L. (1954). *Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils*. USDA Handbook 60, United States Department of Agriculture.

Reddy, K., DeLaune, D. (2008). *Biogeochemistry of Wetlands: Science and Applications*. CRC Press.

Richards, L. A. (1954). *Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils*. USDA Handbook 60, United States Department of Agriculture.

Smith, S., Read, D. (2008). *Symbiose mycorhizienne*. Londres: Academic Press.

Smith, S., Read, D. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*. 3rd ed. London, UK: Academic Press.

Strullu, D., Gourret, J. (1980). *Les mycorhizes : Biologie et fonctionnement*. Paris : Masson.

Smith, S., Read, J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis* (3rd edition). Academic Press

Smith, S., Read, D. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis* (3rd ed.). Academic Press.

Smith, S., Read, D. (2008). *Symbiose mycorhizienne*. Londres: Academic Press.

Schenck, N., Graham, S. O., Green, N. E. (1975). Temperature and light effect on contamination and spore germination of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycologia*, 67(6), 1189-1192.

Schenck, N.C. *et al.* (1974). Effets de la température sur les stades de pénétration et de prolifération des mycorhizes arbusculaires (cité dans plusieurs travaux sur la biologie des CMA)

Schreiner, R.P., Mihara, K.L., McDaniel, H., Bethlenfalvay, G.J. (1997). Mycorrhizal fungi and their role in plant nutrition and soil environments. *Plant and Soil*, 188, 1–11.

Smith, S. E., Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis* (3^e éd.). Academic Press.

Smith, S., Smith, F. (2011). Roles of arbuscular mycorrhizas in plant nutrition and growth: new paradigms from cellular to ecosystem scales. *Annual Review of Plant Biology*, 62, 227-250.

Smith et Read, 2008 (vous avez écrit « Smith et Lire, 2008 » – il s’agit très probablement d’une faute de frappe pour Smith et Read): Smith, S.E. Read, D.J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis* (3rd

Edition). <https://www.sciencedirect.com/book/monograph/9780123705266/mycorrhizal-symbiosis>www.sciencedirect.com

Smith, E., Jakobsen, I., Grønlund, M. Smith, F.A. (ou travaux proches sur les phosphatases). Une citation classique est souvent liée à Joner *et al.* (2000) sur l'activité phosphatase des hyphes extraracinaires, mais dans le contexte « Smith *et al.*, 2000 », il s'agit fréquemment de travaux sur le transfert de phosphore via les mycorhizes.

Vohník, M. (2020). Symbiose mycorhizienne éricoïde : contexte théorique et méthodes pour son étude approfondie. *Mycorrhiza*, 30(6), 671–695. <https://doi.org/10.1007/s00572->

Vimal *et al.* (2017) : Acceptable. Il existe plusieurs travaux de Vimal sur les interactions plante-microbiote et la restauration écologique via les micro-organismes.

Zhao, Y., Cartabia, A., Lalaymia, I., Declerck, S. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi and production of secondary metabolites in medicinal plants. *Mycorrhiza*, 32, 221–256. <https://doi.org/10.1007/s00572-022-01079-0>

Annexes

Annexe 1 : préparation des solutions.

Lacto-glycérol	25% Acide lactique 25% Glycérol 50% Eau distillée
KOH 10 %	58,82 g KOH 500 ml Eau distillée
HCL 1 %	11,4 ml HCL 500 Eau distillée
Bleu de trypan 1 %	0.01 g Bleu de trypan 100 g Eau distillée

Annexe 2 : préparation de l'eau gélosé

Eau gélosé 0,8 %

0,8 g d'Agar-agar dans 100 ml d'eau distillé

Annexe 3 : Méthode de calcul du Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM).

1. Sol rhizosphérique 1

Equation de la régression 1 $Y = 0,2456x + 0,136$

SI $Y=0,5$ alors $X=1,5$; $PIM_{50}=31,62$

Equation de la régression 2 $Y=0,2913x + 0,0576$

SI $Y =0,5$ alors $X=1,52$; $PIM_{50}= 33,11$

Equation de la régression 3 $Y=0,3664x - 0,0683$

SI $Y =0,5$ alors $X=1,55$; $PIM_{50}= 35,48$

2. Sol rhizosphérique 2

Equation de la régression 1 $Y = 0,3012 x - 0,0046$

SI $Y=0,5$ alors $X=1,68$; $PIM_{50}=46,8$

Equation de la régression 2 $Y=0,2913x + 0,0576$

SI $Y =0,5$ alors $X=1,52$; $PIM_{50}= 32,4$

Equation de la régression 3 $Y=0,2262 x + 0,1212$

SI $Y = 0,5$ alors $X=1,67$; $PIM_{50}= 47,2$

3. Sol nu

Equation de la régression 1 $Y= 0,2536 x + 0,0374$

SI $Y=0,5$ alors $X=1,82$; $PIM_{50}=66,07$

Equation de la régression 2 $Y=0,1962x + 0,1415$

SI $Y = 0,5$ alors $X=1,83$; $PIM_{50}= 67,6$

Equation de la régression 3 $Y=0,2525 x + 0,387$

SI $Y = 0,5$ alors $X=0,45$; $PIM_{50}= 67$

Annexe 4 : Solution de saccharose 60%.

60 g de sucre dans 100 ml d'eau distillée.

Annexe 5 : Classification des sols selon la valeur du VBS (GTR, 1992).

< 0,2	Sols sableux
0,2 – 2,5	Sols limoneux
2,5 - 6	Sols limoneux-argileux
6-8	Sols argileux
>8	Sols très argileux

$M=30g$; $VBS= V*10/m$; $SST (m^2/g)=20,93*VBS$

Sol 1 : $VBS=20*10/30 = 6,67$; $SST=13,81 m^2/g$

Sol 2 : $VBS=15*10/30 = 5$; $SST=10,47 m^2/g$

Sol 3 : $VBS=20*10/30= 6,67$; $SST=13,81 m^2/g$

Classes d'interprétation de la masse volumique des particules solides (dS) (Baize *et al*., 1995).

Classe	dS (g/cm ³)	Interprétation
Faible	< 2,4	Sol riche en matière organique, très poreux, faible

		teneur en minéraux lourds
Moyenne	2,4 – 2,7	Sol minéral équilibré, structure intermédiaire
Élevée	> 2,7	Sol fortement minéralisé, compact, faible porosité

$$dS = [(m_2 - m_1) \times Pt] / [m_4 + m_2 - m_1 - m_3]$$

$$dS\ 1 = [(104,35 - 83,95) \times 0,865] / [298,72 + 104,35 - 83,95 - 312,29] = 2,58$$

$$dS\ 2 = [(104,46 - 83,70) \times 0,865] / [299,39 + 104,46 - 83,70 - 312,54] = 2,35$$

$$dS\ 3 = [(104,35 - 83,95) \times 0,865] / [298,72 + 104,35 - 83,95 - 311,77] = 2,40$$

Classification des sols selon matière organique (Belkeiri, 2000)

MO%	Nature du sol
< 0,5	Très pauvre en MO
0,5 à 1,5	Pauvre en MO
1,5 à 2,5	Moyennement pourvu en MO
2,5 à 6	Riche en MO
6 à 15	Très riche en MO

$$\%MO = [(M_1 - M_2) / M_1] \times 100$$

$$\text{Sol1} : [(7,1 - 6,8) / 7,1] \times 100 = 4,23 \%$$

$$\text{Sol2} : [(19,6 - 19,2) / 19,6] \times 100 = 2,040 \%$$

$$\text{Sol3} : [(19,4 - 18,9) / 19,4] \times 100 = 2,577 \%$$

Classification des sols selon leur teneur en CaCO₃ (Baize, 1988).

CaCO₃ (%)	Sol
CaCO ₃ ≤ 1	Non calcaire
1 < CaCO ₃ ≤ 5	Peu Calcaire
5 < CaCO ₃ ≤ 25	Modérément calcaire

$25 < \text{CaCO}_3 \leq 50$	Fortement calcaire
$50 < \text{CaCO}_3 \leq 80$	Très calcaire
$\text{CaCO}_3 > 80$	Excessivement calcaire

Masse de CaCO_3 = $[(V \text{ CO}_2 \text{ mesure} \times 100)] / V \text{ molaire} \times 100$

Sol1 : $\text{CaCO}_3\% = [(5 \times 100)] / 22400 \times 100 = 2,23\%$

Sol2 : $\text{CaCO}_3\% = [(5,8 \times 100)] / 22400 \times 100 = 2,58\%$

Sol3 : $\text{CaCO}_3\% = [(6,5 \times 100)] / 22400 \times 100 = 2,90\%$

Classification des sols selon leur pH (Aubert, 1978)

pH	Nature du sol
$6,75 < \text{pH} \leq 7,25$	Neutre
$7,25 < \text{pH} \leq 8,5$	Alcalin
$> 8,5$	Tres alcalin

Classification des sols selon la conductivité électrique de l'extrait 1/5 (Aubert, 1978).

CE (dS/m à 25°C)	Classe
$\leq 0,6$	Sol non salé
$0,6 - 1,2$	Peu salé
$1,2 - 2,4$	Salé
$2,4 - 6$	Très salé
> 6	Extrêmement salé

Valeurs de référence du potentiel d'oxydo- réduction (Eh) des sols (Reddy et Delaune, 2008).

classe	Plage Eh (mV)	Interprétation
Sol très oxydes / aères	+400 a +900	Condition aérobies optimales
Sol cultives normaux	+300 a +500	Condition courantes en

		agriculture
Optimal pour la plupart des cultures	+400 a +450	Homéostasie idéale Sol/Plante
Sols modérément réduits	+100 a +400	Transition oxyde = réduit
Sols fortement réductrices	0 a + 100	Faible oxygénation
Sols fortement réduits	-300 a 0	Anaérobie

Classification de la salinité des sols selon le TDS (d'après Richards, 1954 et FAO).

TDS (g/L) dans extrait : 1/5	Interprétation
< 0,5	Pas de restriction
0,5 - 1,0	Restriction légère
1,0 – 2,0	Salinité modérée
2,0 – 5,0	Forte salinité
>5	Très fort salinité

Classification des sols selon leur résistivité (Keller et Frischknecht, 1966).

Résistivité (Ω-m)	Interprétation
< 10	Sol très conducteur
10 - 50	Sol conducteur
50 - 100	Conductivité moyenne
100 - 500	Sol peu conducteur
>500	Sol très résistif

Tamisage sec de sol 1 :

Tamis	La masse des tamis (g)	La masse des tamis avec sol (g)	Refus parties Ri (g)	Refus cumules Rm (g)	Refus cumules (%)
5 mm	544,8	544,9	0,1	0,1	0,02
3,15 mm	427,1	427,5	0,4	0,5	0,1
2 mm	429,8	430,1	0,4	0,9	0,18
1,25 mm	371,6	415,5	43,9	44,8	8,96
0,5 mm	354,5	476	121,5	166,3	33,26
0,25 mm	349	570,5	221,5	387,8	77,56
0,185 mm	321,9	414,3	92,4	480,2	96,04
0,63 mm	380,3	380,7	0,4	480,6	96,12
0,08 mm	280,6	290,8	10,2	490,8	98,16
Le fond	352,1	363,1	11	501,8	100,36

Tamisage sec de Sol nu :

Tamis	La masse des tamis (g)	La masse des tamis avec sol (g)	Refus parties Ri (g)	Refus cumules Rm (g)	Refus cumules (%)
5 mm	544,8	544,9	0,1	0,1	0,02
3,15 mm	427,1	427,2	0,1	0,2	0,04
2 mm	429,8	429,9	0,1	0,3	0,06
1,25 mm	371,6	385,3	13,7	14	2,8
0,5 mm	354,5	400,9	46,4	60,4	12,08
0,25 mm	349	618,7	269,7	330,1	66,02
0,185 mm	321,9	460,6	138,7	468,8	93,76

0,63 mm	380,3	380,6	0,3	469,1	93,82
0,08 mm	280,6	293,6	13	482,1	96,42
Le fond	352,1	370,7	18,7	500,8	100,16