

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'Études

Pour 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

***Mise en évidence des spores de champignons
mycorhiziens dans les sols salins de la région
de Terga, wilaya d'Aïn Témouchent.***

Présenté Par :

Soutenu le : 30/06/2026

M^{lle} SAADALLAH Abir

Devant le jury composé de:

Pr. Ziane Mohammed

Pr UAT.B. B (Ain Témouchent) Président

Dr. BENBELAID Fethi

MCA UAT.B. B (Ain Témouchent) Examineur

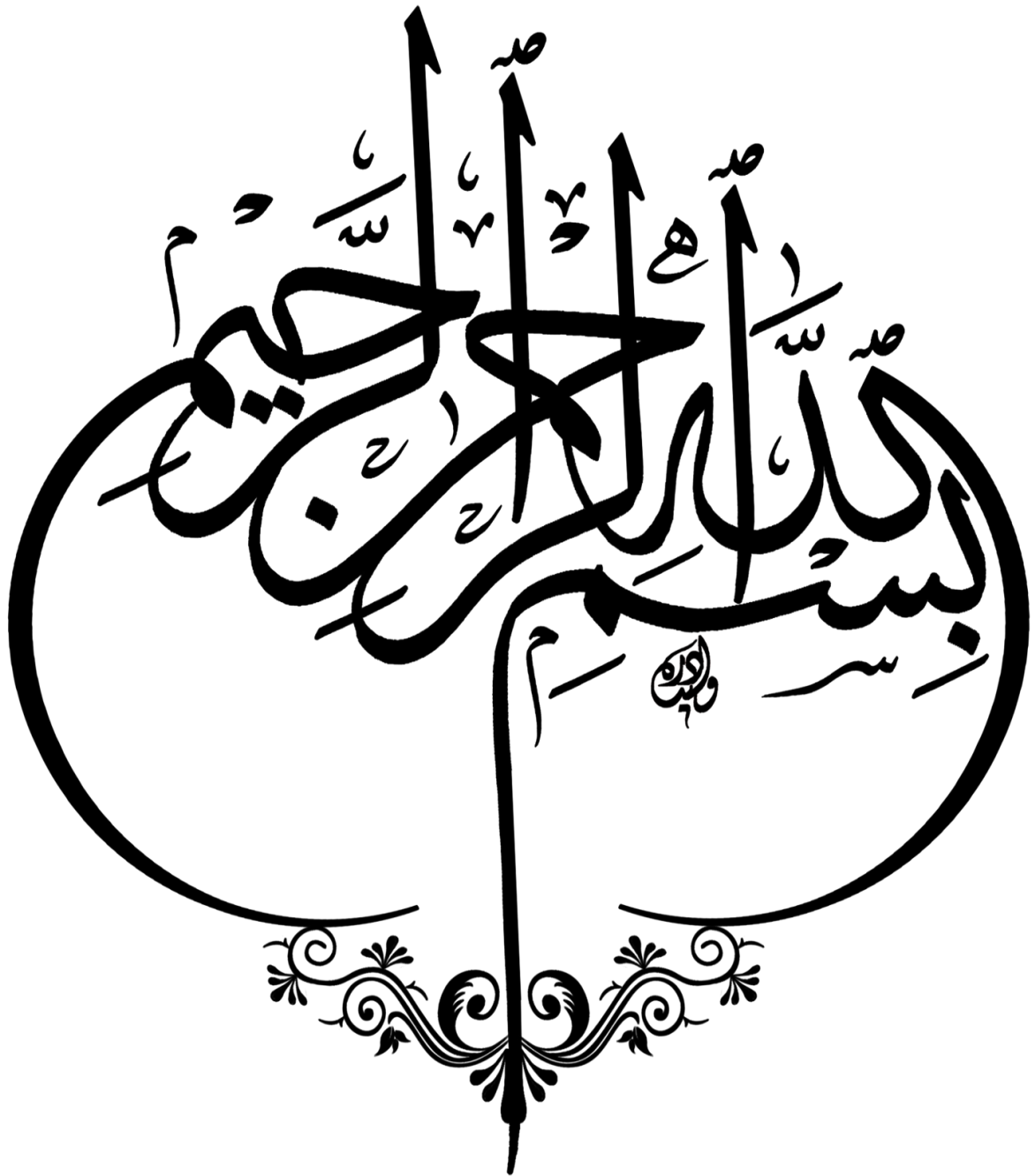
Dr. BOUAZZA-MAROUF Khadidja

MCA UAT.B. B (Ain Témouchent) Encadrante

Dr. BOUCHOUICHA Sara

MAB UAT.B. B (Ain Témouchent) Co-encadrante

Année Universitaire 2025/2026



Remerciements

Avant tout, je rends grâce à Allah, le Tout-Puissant, de m'avoir accordé la santé, la force, la patience et la volonté nécessaires pour mener à bien ce travail.

Au terme de ce mémoire, il m'est particulièrement agréable d'exprimer ma profonde gratitude et mes sincères remerciements à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de cette étude.

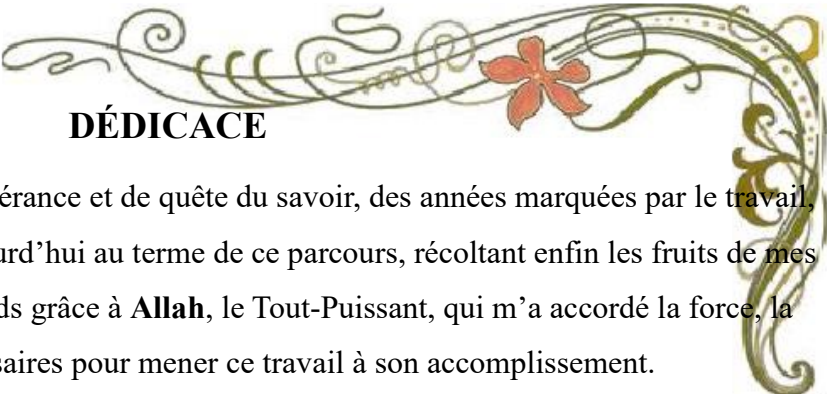
Je tiens à adresser mes plus vifs remerciements à **Madame le Docteur Bouazza-Marouf Khadidja, MCB à l'Université d'Aïn Témouchent Belhadj Bouchaïb**, pour avoir accepté d'encadrer ce travail. Je lui suis profondément reconnaissant pour sa disponibilité, ses précieux conseils, son soutien constant, sa rigueur scientifique et la confiance qu'elle m'a accordée tout au long de cette étude. Ses orientations judicieuses et ses encouragements ont été déterminants dans l'aboutissement de ce mémoire.

J'adresse également mes sincères remerciements à **Madame le Docteur Bouchouicha Sara, MAB à l'Université d'Aïn Témouchent Belhadj Bouchaïb**, co-encadrante de ce travail, pour son accompagnement, sa disponibilité, ses conseils avisés et son aide précieuse tout au long de la réalisation de cette étude. Sa contribution a grandement enrichi ce travail.

J'ai l'honneur d'exprimer ma profonde reconnaissance à **Monsieur le Professeur Ziane Mohammed, Professeur à l'Université d'Aïn Témouchent Belhadj Bouchaïb**, pour avoir accepté de présider le jury de soutenance. Je le remercie vivement pour l'intérêt qu'il a porté à ce travail et pour le temps qu'il a bien voulu lui consacrer.

Mes remerciements s'adressent également à **Monsieur le Docteur Benbelaid Fethi, MCA à l'Université d'Aïn Témouchent Belhadj Bouchaïb**, pour avoir accepté d'examiner ce mémoire. Je lui suis reconnaissant pour l'attention portée à ce travail ainsi que pour ses remarques et suggestions qui contribueront à son amélioration.

Je remercie également l'ensemble des enseignants du Département des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université d'Aïn Témouchent Belhadj Bouchaïb pour la qualité de la formation dispensée, leurs enseignements et les connaissances acquises tout au long de mon parcours universitaire. Enfin, je tiens à exprimer ma gratitude à ma famille, à mes amis et à toutes les personnes qui m'ont soutenu, encouragé et accompagné durant mes études.



DÉDICACE

Après des années d'efforts, de persévérance et de quête du savoir, des années marquées par le travail, la patience et les défis, me voici aujourd'hui au terme de ce parcours, récoltant enfin les fruits de mes sacrifices. Avant toute chose, je rends grâce à **Allah**, le Tout-Puissant, qui m'a accordé la force, la santé et la volonté nécessaires pour mener ce travail à son accomplissement.

Cette réussite n'est pas le fruit d'un effort solitaire. Elle est le résultat du soutien, de l'amour et de l'encouragement de nombreuses personnes qui ont accompagné mon parcours et contribué, chacune à sa manière, à cette réalisation.

Je dédie ce modeste travail :

À mon père

À toi qui m'as appris la valeur du travail, de la persévérance et de l'honnêteté. À toi qui as toujours cru en moi et dont les conseils, le soutien et les sacrifices ont été une source constante de motivation.

Que ce travail soit l'expression de ma profonde reconnaissance, de mon immense respect et de toute la fierté que j'éprouve à être ton fils.

À ma très chère mère

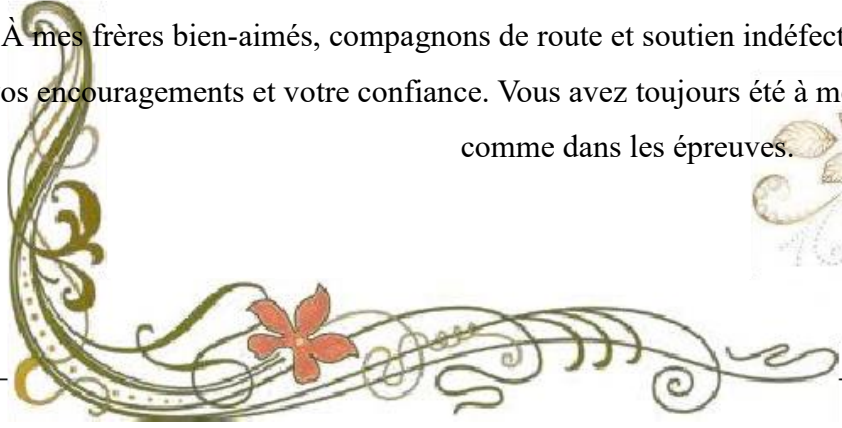
À celle dont l'amour est sans limite, dont les prières ont toujours accompagné chacun de mes pas et dont la tendresse a illuminé mon chemin.

Tu as été mon refuge dans les moments difficiles, ma source de courage dans les instants de doute et mon plus précieux soutien tout au long de mon parcours.

Aucune parole ne saurait exprimer toute ma gratitude et mon affection. Ce travail est le reflet de tes sacrifices, de ta patience et de ton amour inconditionnel.

À mes frères

À mes frères bien-aimés, compagnons de route et soutien indéfectible. Merci pour votre présence, vos encouragements et votre confiance. Vous avez toujours été à mes côtés dans les moments de joie comme dans les épreuves.





À mes amis et camarades

À tous ceux avec qui j'ai partagé les années d'études, les moments de travail, les difficultés et les réussites.

Merci pour votre amitié sincère, votre soutien et tous les souvenirs inoubliables que nous avons construits ensemble.

À tous ceux qui me sont chers

À toute personne qui m'a soutenu de près ou de loin, qui m'a encouragé par une parole bienveillante, un conseil précieux ou un geste sincère.

Je vous adresse ma profonde gratitude et mes plus sincères remerciements.

Que ce travail soit le témoignage de ma reconnaissance envers tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce mémoire.

Avec toute mon affection et mon respect.

ABIR



TABLE DES MATIERES

Remerciements	
DÉDICACE	
Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
الملخص	
Résumé	
Abstract	
Introduction	1
Chapitre I : Partie Bibliographique	
I.1. Définition des mycorhizes.....	3
I.2. Types de mycorhizes.....	4
I.2.1. Mycorhizes arbusculaires (MA)	4
I.2.2. Mycorhizes ectomycorhiziennes (ECM)	5
I.2.3. Mycorhizes éricoïdes	6
I.2.4. Mycorhizes des orchidées	7
I.2.5. Formes spéciales et intermédiaires de mycorhizes	8
I.3. Comparaison fonctionnelle des types de mycorhizes.....	8
I.4 Cycle de développement des champignons mycorhiziens.....	9
I.4.1. Phase de survie et de dispersion dans le sol.....	9
I.4.2. Phase de signalisation pré-symbiotique	10
I.4.3. Reconnaissance moléculaire et activation symbiotique.....	10
I.4.4. Colonisation racinaire par le champignon	10
I.4.5. Formation des structures symbiotiques fonctionnelles	10
I.4.6. Phase d'échanges nutritifs et fonctionnement symbiotique.....	11
I.4.7. Renouvellement des structures et dynamique du cycle	11
I.5. Facteurs influençant la mycorhization.....	12
I.5.1. Facteurs liés au sol	12
I.5.1.1. Disponibilité du phosphore	12
I.5.1.2. Disponibilité de l'azote.....	13
I.5.1.3. pH du sol	13
I.5.1.4. Humidité du sol	13
I.5.1.5. Température.....	13

I.5.2. Facteurs liés à la plante hôte	14
I.5.2.1. Espèce végétale	14
I.5.2.2. Génotype de la plante	14
I.5.2.3. Stade de développement de la plante	14
I.5.3. Facteurs liés au champignon mycorhizien	14
I.5.3.1. Espèce et souche fongique	14
I.5.3.2. Densité des propagules	14
I.5.3.3. Diversité des communautés mycorhiziennes	15
I.5.4. Facteurs biologiques de la rhizosphère	15
I.5.4.1. Microorganismes associés	15
I.5.4.2. Agents pathogènes	15
I.5.5. Facteurs anthropiques	15
I.5.5.1. Fertilisation minérale	15
I.5.5.2. Travail du sol	15
I.5.5.3. Pesticides et polluants	16
I.5.5.4. Changement climatique	16
I.6. Rôle des mycorhizes	16
I.6.1. Amélioration de la nutrition minérale des plantes	16
I.6.2. Amélioration de la croissance et du développement des plantes	16
I.6.3. Tolérance aux stress abiotiques	17
I.6.4. Protection contre les agents pathogènes du sol	17
I.6.5. Rôle écologique et fertilité des sols	17
I.6.6. Réseaux mycorhiziens et communication interplantes	18
I.8. Classification et caractéristiques des sols salins	21
I.8.1 Les sols salins	21
I.8.2 Les sols sodiques	22
I.8.3 Les sols salino-sodiques	23
I.8.4 Caractéristiques physiques des sols salins	23
I.8.5 Caractéristiques chimiques des sols salins	24
I.8.6 Caractéristiques biologiques des sols salins	24
I.9 Effets de la salinité sur les plantes	25
I.9.1 Effets de la salinité sur la germination des graines	26
I.9.2 Stress osmotique et perturbation du bilan hydrique	26
I.9.3 Toxicité ionique	27
I.9.4 Déséquilibres nutritionnels	27

I.9.5 Effets sur la photosynthèse	28
I.9.6 Stress oxydatif.....	28
I.9.7 Effets sur la croissance et le rendement	29
I.10. Rôle des mycorhizes dans les sols salins	29
I.10.1 Importance des mycorhizes dans les environnements salins	29
I.10.2 Amélioration de l'absorption de l'eau	30
I.10.3 Amélioration de la nutrition minérale	31
I.10.4 Maintien de l'équilibre ionique	31
I.10.5 Ajustement osmotique.....	32
I.10.6 Amélioration de la photosynthèse	32
I.10.7 Renforcement des systèmes antioxydants.....	33
I.10.8 Production de glomaline et amélioration des propriétés du sol	33
I.10.9 Applications agronomiques des mycorhizes dans les sols salins	34
Chapitre II : Partie Expérimentale	
II. 1. Site d'étude.....	36
II.3. Analyses physico- chimiques de sol.....	38
II.3.1. Le pH	38
II.3.2. Conductivité électrique (CE)	39
II.3.3. Évaluation du degré de salinité des échantillons de sol.....	40
II.4. Coloration des racines mycorhizées.....	41
II.5. Extraction et observation des spores de champignons mycorhiziens.....	42
II.6. Résultats et discussion.....	44
II.6.1. pH du sol.....	44
II.6.2. Conductivité électrique (CE)	45
II.6.3. Évaluation du degré de salinité des échantillons de sol.....	47
II.6.4. Coloration des racines mycorhizées	48
Conclusion.....	52
Références Bibliographiques.....	54

Liste des abréviations

MA : Mycorhizes arbusculaires	NHX : Na^+/H^+ Exchanger (échangeur sodium/proton).
ECM : Mycorhizes ectomycorhiziennes	SOS : Salt Overly Sensitive
CSSP : Common Symbiosis Signaling Pathway	KOH : Hydroxyde de potassium
CO₂ : Dioxyde de carbone	
MHB : Mycorrhiza Helper Bacteria	
CMA : Champignons mycorhiziens arbusculaires	
USDA : Département de l'Agriculture des États-Unis	
ECe : Conductivité électrique de l'extrait de pâte saturée	
dS m⁻¹ : DéciSiemens par mètre	
FAO : Food and Agriculture Organization of the United Nations	
CE : Conductivité électrique	
ESP : Pourcentage de sodium échangeable	
SAR : Rapport d'adsorption du sodium.	
ATP : Adénosine Triphosphate	
NADPH : Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate réduit	
USDA : United States Department of Agriculture	
ROS : Reactive Oxygen Species	
ADN : Acide Désoxyribonucléique	
SOD : Superoxyde dismutase	
CAT : Catalase	
APX : Ascorbate peroxydase	
HKT : High-Affinity Potassium Transporter	

Liste des tableaux

Tableau 1 : Comparaison des principaux types de mycorhizes.....	9
Tableau 2 : Classification comparative des principaux types de sols affectés par les sels.....	21
Tableau 3: Principaux mécanismes par lesquels les mycorhizes améliorent la tolérance des plantes au stress salin.	34
Tableau 4: Variation du pH des échantillons de sol avant et après sédimentation.....	44
Tableau 5: Valeurs de la conductivité électrique (CE) des sols rhizosphérique et nu avant et après sédimentation.	46
Tableau 6: Valeurs de la salinité des sols rhizosphérique et nu avant et après sédimentation.	47
Tableau 7: Densité des spores de CMA dans les échantillons de sol étudiés.....	51

Liste des figures

Figure 1 : Organisation structurale d'un mycorhize arbusculaire montrant les hyphes intraracinaires, les vésicules et les arbuscules formés dans les cellules corticales de la racine	5
Figure 2 : Coupe anatomique d'une ectomycorhize montrant le manteau fongique et le réseau de Hartig	6
Figure 3: Schéma comparatif des principaux types de mycorhizes et leurs structures racinaires	7
Figure 4: Germination des orchidées dépendante des champignons mycorhiziens.....	8
Figure 5: Cycle de vie des champignons mycorhiziens et établissement de la symbiose racinaire	12
Figure 6: Distribution géographique mondiale des sols salins, sodiques et salino-sodiques ..	19
Figure 7: Schéma illustrant les effets du stress osmotique et ionique induits par la salinité sur les plantes.	25
Figure 8 : Carte de localisation du site d'échantillonnage de Terga, wilaya d'Aïn Témouchent, Algérie.....	36
Figure 9: Échantillons de sol prélevés sur le site d'étude de Terga et conditionnés dans des sachets en plastique.	38
Figure 10 : Protocole de mesure du pH du sol.....	39
Figure 11: Étapes de la mesure de la conductivité électrique du sol par la méthode conductimétrique.	40
Figure 12: Étapes de coloration des racines mycorhizées selon la méthode de Phillips et Hayman (1970).....	42
Figure 13 : Étapes d'extraction des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires par tamisage humide.....	43
Figure 14: Observation microscopique de la colonisation mycorhizienne des racines de <i>Salicornia</i> spp. après coloration au bleu de Trypan (×40).	49
Figure 15 : Observation microscopique d'une spore de champignon mycorhizien arbusculaire extraite du sol rhizosphérique de <i>Salicornia</i> spp.....	50

الملخص

تُعد ملوحة التربة من أهم المشكلات البيئية التي تؤثر سلبًا في النظم البيئية الطبيعية والإنتاج الزراعي على المستوى العالمي، حيث تؤدي إلى تدهور الخصائص الفيزيائية والكيميائية والحيوية للتربة، مما ينعكس على نمو النباتات وإنتاجيتها. وفي هذا الإطار، تمثل الفطريات الجذرية التكافلية الشجيرية (*Arbuscular Mycorrhizal Fungi*) وسيلة حيوية واعدة بفضل قدرتها على تحسين امتصاص الماء والعناصر المعدنية وزيادة تحمل النباتات للإجهادات اللاأحيائية، خاصة الإجهاد الملحي.

أنجزت هذه الدراسة بمنطقة تارفة التابعة لولاية عين تموشنت (الجزائر)، وهدفت إلى توصيف الخصائص الفيزيائية والكيميائية للتربة وتقييم قدرتها الميكوريزية من خلال ابراز وجود الفطريات الجذرية التكافلية الشجيرية المرتبطة بالنبات الملحي *Salicornia spp.*

أظهرت التحاليل الفيزيائية والكيميائية أن التربة تتميز بدرجة حموضة قاعدية تراوحت بين 8.27 و8.83، كما تراوحت قيم التوصيل الكهربائي بين 2.68 و3.78 ديسيمنز/متر، مما يدل على وجود تأثير ملحي متوسط. وأكد الفحص المجهرى للجذور المصبوغة وجود تراكيب ميكوريزية مميزة، مما يدل على استعمار الجذور بواسطة الفطريات التكافلية الشجيرية. كما أظهرت عملية استخلاص الأبواغ وملاحظتها وجود قدرة ميكوريزية فعالة، حيث سجلت التربة الريزوسفيرية كثافة أبواغ أعلى مقارنة بالتربة العارية. وقد بلغ العدد الأقصى للأبواغ 131 بوغة في التربة الريزوسفيرية مقابل 52 بوغة في التربة العارية.

تُظهر النتائج أن الترب الملحية بمنطقة تارفة تؤوي مجتمعات فطرية ميكوريزية نشطة قادرة على إقامة علاقات تكافلية مع نبات *Salicornia spp.* رغم الظروف البيئية القاسية. وقد تسهم هذه العلاقة التكافلية في تعزيز تكيف النباتات الملحية مع البيئات المتملحة، كما تمثل موردًا بيولوجيًا مهمًا لاستصلاح الترب المتدهورة وإدارتها بصورة مستدامة.

الكلمات المفتاحية: ملوحة التربة، الفطريات الجذرية التكافلية الشجيرية، *Salicornia spp.*، الريزوسفير، الأبواغ الميكوريزية، تارفة، الجزائر.

Résumé

La salinisation des sols constitue l'une des principales contraintes environnementales affectant les écosystèmes naturels et les systèmes agricoles à l'échelle mondiale. Cette problématique entraîne une dégradation des propriétés physicochimiques et biologiques des sols, réduisant ainsi la croissance et la productivité des plantes. Dans ce contexte, les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) représentent une alternative biologique prometteuse grâce à leur capacité à améliorer la nutrition minérale, l'absorption de l'eau et la tolérance des plantes aux stress abiotiques, notamment la salinité.

La présente étude a été réalisée dans la région de Terga (wilaya d'Aïn Témouchent, Algérie) et vise à caractériser les propriétés physicochimiques du sol ainsi qu'à évaluer son potentiel mycorhizien à travers la mise en évidence des champignons mycorhiziens arbusculaires associés à *Salicornia spp.*

Les analyses physicochimiques ont révélé un pH alcalin compris entre 8,27 et 8,83 ainsi qu'une conductivité électrique variant de 2,68 à 3,78 dS m⁻¹, traduisant une influence saline modérée du milieu. L'observation microscopique des racines colorées a confirmé la présence de structures mycorhiziennes caractéristiques, témoignant de la colonisation des racines par les CMA. L'extraction et l'observation des spores ont mis en évidence un potentiel mycorhizogène actif, avec une densité sporale plus élevée dans le sol rhizosphérique que dans le sol nu. Le nombre maximal de spores observé a atteint 131 spores dans le sol rhizosphérique contre 52 spores dans le sol nu.

Les résultats obtenus démontrent que les sols salins de Terga abritent des communautés mycorhiziennes capables de s'associer à *Salicornia spp.* malgré les contraintes environnementales. Cette symbiose pourrait jouer un rôle important dans l'adaptation des plantes halophytes aux conditions salines et contribuer à la valorisation biologique des sols dégradés.

Mots-clés : Salinité des sols, Champignons mycorhiziens arbusculaires, *Salicornia spp.*, Rhizosphère, Spores mycorhiziennes, Terga, Algérie.

Abstract

Soil salinization is one of the major environmental constraints affecting natural ecosystems and agricultural production worldwide. This phenomenon leads to the deterioration of soil physicochemical and biological properties, resulting in reduced plant growth and productivity. In this context, arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) represent a promising biological strategy due to their ability to enhance nutrient uptake, water acquisition, and plant tolerance to abiotic stresses, particularly salinity.

The present study was conducted in the Terga region (Aïn Témouchent Province, Algeria) and aimed to characterize the physicochemical properties of the soil and to assess its mycorrhizal potential through the detection of arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Salicornia* spp. .

Physicochemical analyses revealed an alkaline soil pH ranging from 8.27 to 8.83 and an electrical conductivity varying between 2.68 and 3.78 dS m⁻¹, indicating moderate saline conditions. Microscopic examination of stained roots confirmed the presence of characteristic mycorrhizal structures, demonstrating root colonization by AMF. Spore extraction and observation revealed an active mycorrhizal potential, with a higher spore density in rhizospheric soil compared to bare soil. The highest spore density reached 131 spores in rhizospheric soil versus 52 spores in bare soil.

The results indicate that the saline soils of Terga harbor active mycorrhizal communities capable of establishing symbiotic associations with *Salicornia* spp. despite harsh environmental conditions. This symbiosis may contribute significantly to the adaptation of halophytic plants to saline environments and could represent a valuable biological resource for the restoration and sustainable management of degraded saline soils.

Keywords : Soil salinity, Arbuscular mycorrhizal fungi, *Salicornia* spp., Rhizosphere, Mycorrhizal spores, Terga, Algeria.

Introduction

Introduction

Les sols constituent une ressource naturelle essentielle au maintien des écosystèmes terrestres et à la production agricole mondiale. Cependant, cette ressource est aujourd'hui confrontée à de nombreuses formes de dégradation, parmi lesquelles la salinisation représente l'une des contraintes environnementales les plus préoccupantes. La salinité résulte de l'accumulation excessive de sels solubles dans le profil du sol, entraînant une détérioration progressive de ses propriétés physiques, chimiques et biologiques ainsi qu'une réduction significative de la productivité végétale (FAO, 2024).

À l'échelle mondiale, plus de 1,38 milliard d'hectares de terres sont affectés par différents degrés de salinité ou de sodicité. Cette superficie représente près de 10 % de la surface terrestre et environ 20 % des terres irriguées, qui assurent pourtant une part importante de la production alimentaire mondiale. L'expansion continue des surfaces salinisées est favorisée par plusieurs facteurs tels que les changements climatiques, l'élévation des températures, la diminution des précipitations dans certaines régions, l'utilisation d'eaux d'irrigation de mauvaise qualité et les pratiques agricoles inadaptées (FAO, 2024 ; Shokri *et al.*, 2024).

La salinité exerce de nombreux effets négatifs sur les plantes. Elle provoque une diminution du potentiel hydrique du sol, induit une toxicité ionique liée principalement aux ions sodium et chlorure, perturbe l'absorption des éléments nutritifs essentiels et génère un stress oxydatif susceptible d'altérer les fonctions physiologiques et métaboliques des végétaux. Ces perturbations entraînent généralement une réduction de la croissance, de la biomasse et du rendement des cultures (Munns & Tester, 2008 ; Balasubramaniam *et al.*, 2023).

Face à cette problématique, les microorganismes du sol apparaissent comme des acteurs majeurs dans l'amélioration de la résilience des plantes aux contraintes environnementales. Parmi eux, les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) occupent une place particulière en raison de leur capacité à établir une symbiose mutualiste avec la majorité des plantes terrestres. Grâce à leur réseau d'hyphes extraracinaires, ces microorganismes améliorent l'acquisition de l'eau et des nutriments, participent au maintien de l'équilibre ionique, stimulent les mécanismes antioxydants et contribuent à l'amélioration de la structure du sol. De nombreuses études récentes ont démontré leur rôle déterminant dans l'atténuation des effets du stress salin et dans la restauration des sols dégradés (Begum *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023 ; Wahab *et al.*, 2023).

Dans les régions littorales et semi-arides de l'Algérie, notamment dans les zones côtières de l'Ouest algérien, la salinité représente une contrainte croissante pour les écosystèmes naturels et les activités agricoles. Les plantes halophytes telles que *Salicornia spp.* développent diverses stratégies d'adaptation leur permettant de survivre dans ces environnements extrêmes. Parmi ces stratégies figure l'association avec les champignons mycorhiziens arbusculaires, dont le rôle écologique demeure encore insuffisamment documenté dans plusieurs écosystèmes salins algériens.

Dans ce contexte, le présent travail a pour objectif principal d'étudier les caractéristiques physicochimiques du sol du site de Terga (wilaya d'Aïn Témouchent) et d'évaluer son potentiel mycorhizien à travers l'analyse de la colonisation racinaire et du peuplement sporale des champignons mycorhiziens arbusculaires associés à *Salicornia spp.*

Les objectifs spécifiques de cette étude sont :

- Déterminer certaines caractéristiques physicochimiques du sol, notamment le pH, la conductivité électrique et la salinité ;
- Mettre en évidence la colonisation mycorhizienne des racines de *Salicornia spp.* par coloration et observation microscopique ;
- Extraire et observer les spores de champignons mycorhiziens arbusculaires présentes dans le sol ;
- Évaluer le potentiel mycorhizogène du site à travers le dénombrement des spores ;

Afin de répondre à ces objectifs, le mémoire est structuré en deux parties principales.

La première partie est consacrée à l'étude bibliographique. Elle présente les connaissances actuelles sur les mycorhizes et les champignons mycorhiziens arbusculaires, les sols salins, les effets de la salinité sur les plantes ainsi que le rôle des mycorhizes dans l'amélioration de la tolérance au stress salin.

La seconde partie concerne l'étude expérimentale. Elle décrit le site d'étude, le matériel biologique utilisé, les méthodes d'échantillonnage et les protocoles analytiques mis en œuvre. Les résultats obtenus sont ensuite présentés et discutés à la lumière des données de la littérature avant d'aboutir à une conclusion générale et à des perspectives de recherche.

Chapitre I :

Partie Bibliographique

I. 1. Définition des mycorhizes

Les mycorhizes sont des associations symbiotiques mutualistes établies entre les racines des plantes et des champignons du sol, constituant un système biologique intégré dans lequel les deux partenaires échangent des ressources essentielles à leur développement et à leur survie. Dans cette interaction, la plante hôte transfère au champignon des composés carbonés issus de la photosynthèse, principalement sous forme de sucres et de lipides, tandis que le champignon améliore significativement l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, notamment le phosphore, l'azote et certains micronutriments (**Smith & Read, 2008 ; Luginbuehl *et al.*, 2017**).

Cette symbiose est considérée comme l'une des plus importantes interactions biologiques des écosystèmes terrestres, car elle concerne la majorité des plantes vasculaires, avec une estimation de 80 à 90 % des espèces végétales capables de former au moins un type de mycorhize (**Brundrett & Tedersoo, 2018**). Elle joue un rôle fondamental dans la nutrition minérale des plantes, la structuration des sols et la régulation des cycles biogéochimiques, en particulier ceux du carbone et du phosphore (**Van der Heijden *et al.*, 2023**).

Sur le plan fonctionnel, la mycorhization repose sur une interface spécialisée entre les tissus racinaires et les hyphes fongiques, permettant un échange bidirectionnel contrôlé de nutriments. Cette interface est hautement régulée sur le plan moléculaire et implique des signaux chimiques spécifiques entre les deux partenaires, tels que les strigolactones produites par les plantes et les Myc-facteurs sécrétés par les champignons (**Parniske, 2008 ; Genre *et al.*, 2020**).

Sur le plan évolutif, les mycorhizes représentent une innovation biologique ancienne, apparue il y a environ 400 à 450 millions d'années, et ayant joué un rôle déterminant dans la colonisation des milieux terrestres par les plantes (**Delaux & Gutjahr, 2024**). Cette symbiose a permis aux végétaux primitifs d'améliorer leur capacité d'acquisition des nutriments dans des sols pauvres, favorisant ainsi leur diversification et leur adaptation à différents environnements terrestres.

Les recherches récentes montrent également que les mycorhizes ne constituent pas une simple interaction bipartite, mais un système écologique complexe impliquant des réseaux microbiens incluant des bactéries associées, des champignons et des interactions interplantes via les réseaux mycéliens. Ces réseaux, parfois appelés "réseaux mycorhiziens communs", permettent le transfert de nutriments et de signaux de défense entre différentes plantes connectées par le même réseau fongique (**Duan *et al.*, 2024 ; Simard *et al.*, 2012**).

Ainsi, les mycorhizes peuvent être définies comme des symbioses racinaires mutualistes dynamiques et évolutives, jouant un rôle central dans la productivité des écosystèmes, la biodiversité végétale et la résilience des plantes face aux stress abiotiques et biotiques (**Smith & Read, 2008 ; Van der Heijden *et al.*, 2015**).

I. 2. Types de mycorhizes

I.2.1. Mycorhizes arbusculaires (MA)

Les mycorhizes arbusculaires représentent le type de symbiose mycorhizienne le plus répandu dans les écosystèmes terrestres, impliquant la majorité des plantes vasculaires. Elles sont formées par des champignons obligatoirement symbiotiques appartenant au phylum Glomeromycota, incapables de compléter leur cycle de vie en l'absence de plante hôte (**Parniske, 2008 ; Smith & Smith, 2011**).

Les mycorhizes arbusculaires représentent la forme la plus ancienne et la plus répandue de symbiose mycorhizienne. Elles sont présentes chez plus de 70 % des espèces végétales terrestres et jouent un rôle majeur dans la nutrition phosphatée des plantes (**Brundrett & Tedersoo, 2018**).

La caractéristique principale des MA est la colonisation intracellulaire des cellules corticales racinaires par des structures spécialisées appelées arbuscules. Ces arbuscules sont des ramifications fongiques très fines, formant une interface d'échange hautement efficace entre les deux partenaires. Cette interface est entourée par une membrane d'origine végétale appelée membrane périarbusculaire, qui joue un rôle clé dans le contrôle des échanges nutritionnels (**Figure 1**). (**Bonfante & Genre, 2010**).

Sur le plan fonctionnel, les MA assurent un transfert bidirectionnel : le champignon fournit principalement du phosphore, de l'azote et des micronutriments, tandis que la plante fournit des composés carbonés sous forme de sucres et de lipides. Des travaux récents ont montré que les lipides végétaux constituent une source essentielle pour la croissance des champignons mycorhiziens arbusculaires, modifiant la compréhension classique de cette symbiose (**Luginbuehl *et al.*, 2017**).

Les mycorhizes arbusculaires jouent également un rôle écologique majeur dans la structuration des sols, notamment par la production de glomaline, une glycoprotéine impliquée dans l'agrégation des particules du sol et l'amélioration de sa stabilité physique (**Rillig, 2004**).

Elles contribuent aussi à la tolérance des plantes aux stress abiotiques tels que la sécheresse, la salinité et les carences nutritives (**Begum *et al.*, 2019**).

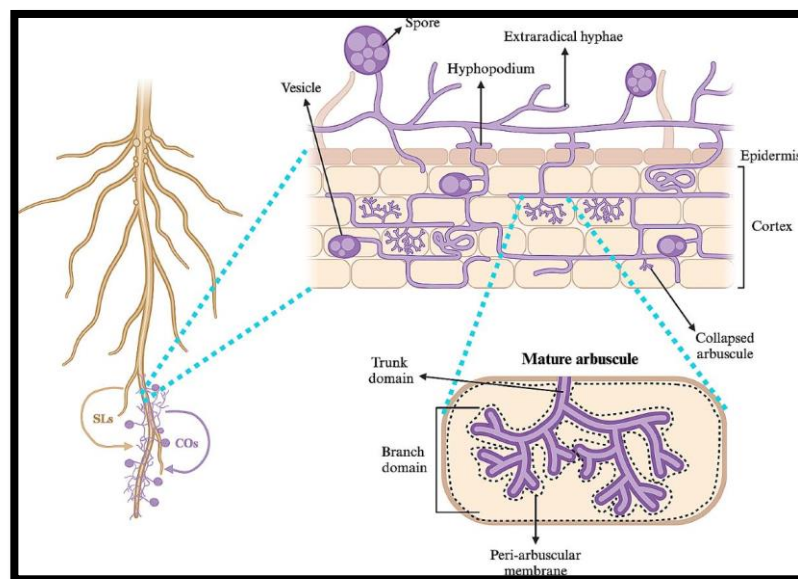


Figure 1 : Organisation structurale d'un mycorhize arbusculaire montrant les hyphes intraracinaires, les vésicules et les arbuscules formés dans les cellules corticales de la racine (**adapté de Parniske, 2008**).

I.2.2. Mycorhizes ectomycorhiziennes (ECM)

Les ectomycorhizes concernent principalement les arbres des forêts tempérées et boréales, notamment les genres *Pinus*, *Quercus*, *Betula* et *Fagus*. Contrairement aux mycorhizes arbusculaires, les champignons ectomycorhiziens ne pénètrent pas les cellules végétales, mais forment une association extracellulaire spécialisée (**Smith & Read, 2008 ; Martin *et al.*, 2016**).

Les ectomycorhizes concernent moins de 3 % des espèces végétales mondiales mais dominent les écosystèmes forestiers tempérés et boréaux (**Martin *et al.*, 2016**).

La structure des ECM repose sur deux éléments principaux : le manteau fongique et le réseau de Hartig. Le manteau fongique est une enveloppe dense d'hyphes entourant la racine, tandis que le réseau de Hartig correspond à une infiltration intercellulaire des hyphes entre les cellules épidermiques et corticales. C'est dans ce réseau que s'effectuent les échanges de nutriments entre les deux partenaires (**Figure 2**). (**Smith & Read, 2008**).

Les champignons ectomycorhiziens possèdent un potentiel enzymatique élevé leur permettant de dégrader des composés organiques complexes tels que la lignine et la cellulose. Cette capacité leur confère un rôle essentiel dans le cycle du carbone et de l'azote en milieu

forestier, notamment dans la décomposition de la matière organique du sol (**Lindahl & Tunlid, 2015**).

Les ECM contribuent également à la séquestration du carbone dans les sols forestiers, en ralentissant la décomposition de la matière organique et en stabilisant les stocks de carbone à long terme (**Clemmensen *et al.*, 2013**).

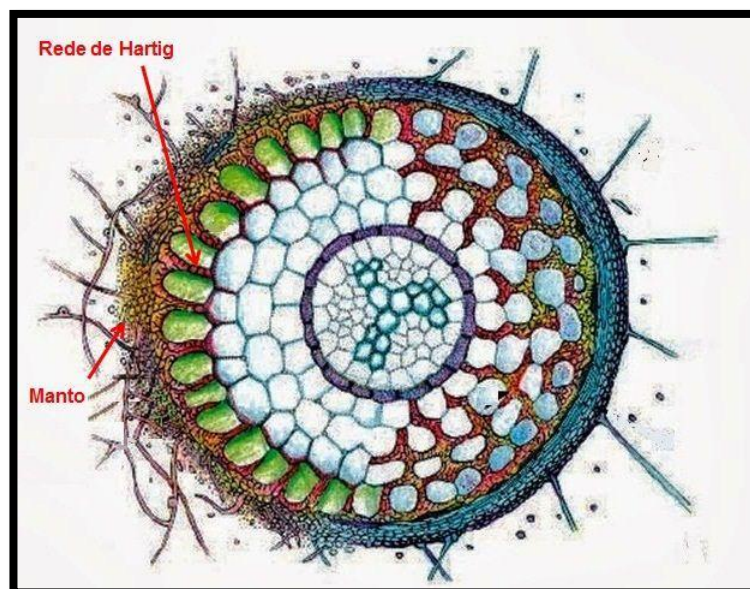


Figure 2 : Coupe anatomique d'une ectomycorhize montrant le manteau fongique et le réseau de Hartig (**Martin *et al.*, 2016**).

I.2.3. Mycorhizes éricoïdes

Les mycorhizes éricoïdes sont associés aux plantes de la famille des Ericaceae, qui colonisent des environnements acides, pauvres en nutriments et souvent extrêmes, tels que les tourbières et les sols podzoliques. Les principaux champignons éricoïdes appartiennent aux genres *Oidiodendron* et *Rhizoscyphus* (**Figure 3**). (**Cairney & Meharg, 2003**).

Dans ce type de symbiose, les champignons colonisent les cellules épidermiques des racines fines et forment des structures intracellulaires appelées pelotons hyphaux. Ces pelotons constituent la principale zone d'échange entre le champignon et la plante (**Cairney & Meharg, 2003**).

Les champignons éricoïdes possèdent des capacités enzymatiques élevées leur permettant de dégrader des composés organiques complexes présents dans la matière organique du sol. Ils

libèrent ainsi de l'azote et du phosphore assimilables par la plante hôte, ce qui permet aux Ericaceae de survivre dans des sols très pauvres (**Read & Perez-Moreno, 2003**).

Cette symbiose représente une adaptation écologique majeure aux environnements contraignants, permettant aux plantes d'exploiter des niches écologiques inaccessibles à d'autres espèces végétales (**Lindahl & Tunlid, 2015**).

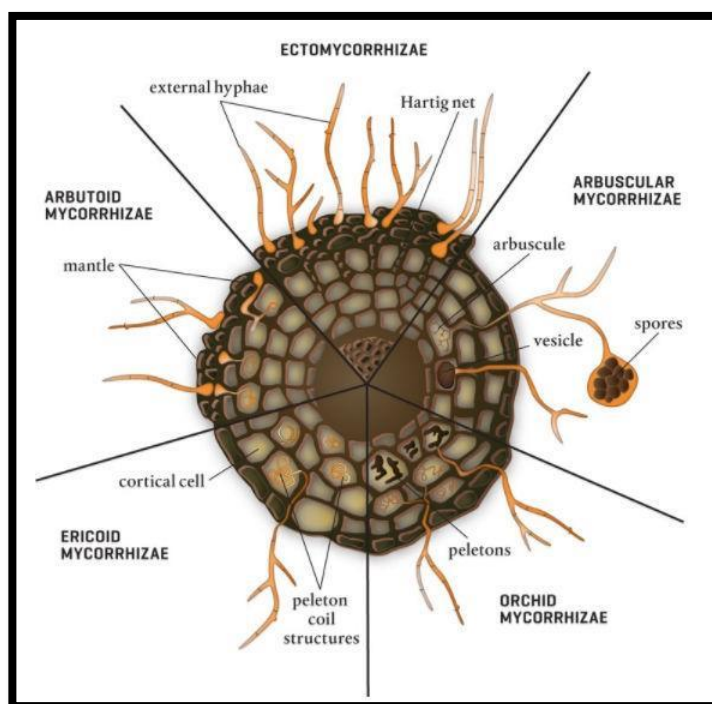


Figure 3: Schéma comparatif des principaux types de mycorhizes et leurs structures racinaires (**Read & Perez-Moreno, 2003**).

I.2.4. Mycorhizes des orchidées

Les mycorhizes des orchidées sont indispensables au cycle de vie des plantes de la famille des Orchidaceae. Les graines d'orchidées étant extrêmement petites et dépourvues de réserves nutritives, leur germination dépend entièrement de la colonisation par un champignon mycorhizien spécifique (**Rasmussen & Rasmussen, 2009**). Chez certaines orchidées adultes mycohétérotrophes, la dépendance au champignon persiste durant tout le cycle de vie (**Dearnaley et al., 2012**).

Le champignon forme des structures intracellulaires appelées pelotons à l'intérieur des cellules corticales de la racine ou du protocorme. Ces structures sont progressivement dégradées par la plante afin de récupérer les nutriments nécessaires à son développement initial (**Figure 4**). (**Dearnaley et al., 2012**).

Cette symbiose présente une particularité importante : elle est initialement mycohétérotrophe, la plante dépendant totalement du champignon pour son carbone et ses nutriments. Cependant, au cours du développement, certaines orchidées deviennent autotrophes et la relation peut évoluer vers une symbiose mutualiste (**Rasmussen & Rasmussen, 2009**).

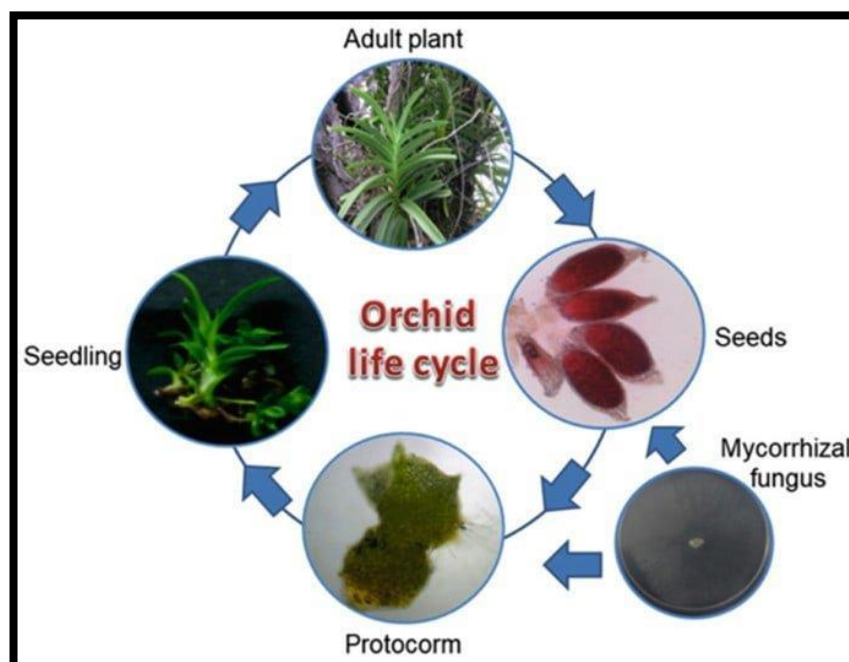


Figure 4: Germination des orchidées dépendante des champignons mycorrhiziens (**Rasmussen & Rasmussen, 2009**).

I.2.5. Formes spéciales et intermédiaires de mycorhizes

En plus des principaux types de mycorhizes, il existe des formes spécialisées ou intermédiaires telles que les mycorhizes arbutoïdes, monotropoïdes et ectendomycorrhizes. Ces formes présentent des caractéristiques mixtes entre les types classiques, notamment en termes de structure et de mode de colonisation (**Brundrett, 2009**).

Les mycorhizes arbutoïdes combinent un manteau fongique externe similaire aux ECM avec une pénétration intracellulaire limitée, tandis que les mycorhizes monotropoïdes concernent des plantes non chlorophylliennes totalement dépendantes des champignons pour leur nutrition carbonée. Ces formes illustrent la diversité évolutive des interactions plante-champignon.

I.3. Comparaison fonctionnelle des types de mycorhizes

Les différents types de mycorhizes représentent des stratégies symbiotiques adaptées à des conditions écologiques spécifiques. Les mycorhizes arbusculaires dominent dans les

écosystèmes agricoles et les milieux ouverts, tandis que les ectomycorhizes sont principalement associées aux forêts tempérées et boréales. Les mycorhizes éricoïdes et orchidées sont quant à elles spécialisées dans des environnements pauvres en nutriments ou des stades précoces de développement végétal (**Tableau. 01**).

Cette diversité fonctionnelle reflète une forte adaptation évolutive des champignons et des plantes à différentes contraintes environnementales, permettant une optimisation de l'acquisition des ressources dans des contextes écologiques variés (**Brundrett & Tedersoo, 2018 ; Van der Heijden *et al.*, 2015**).

Tableau 1 : Comparaison des principaux types de mycorhizes.

Type	Plantes concernées	Structure d'échange	Localisation
Arbusculaire	80 % des plantes	Arbuscule	Intracellulaire
Ectomycorhize	Arbres forestiers	Réseau de Hartig	Intercellulaire
Éricoïde	Ericaceae	Pelotons	Intracellulaire
Orchidée	Orchidaceae	Pelotons	Intracellulaire

I.4 Cycle de développement des champignons mycorhiziens

I.4.1. Phase de survie et de dispersion dans le sol

Le cycle de vie des champignons mycorhiziens débute par une phase de survie indépendante de la plante hôte. Dans le sol, les champignons arbusculaires (MA) persistent principalement sous forme de spores à paroi épaisse, capables de résister à des conditions environnementales défavorables telles que la sécheresse ou le manque de nutriments. Chez les ectomycorhizes (ECM), le champignon subsiste sous forme de mycélium saprotrophe actif, capable de dégrader la matière organique du sol et de maintenir une faible activité métabolique en attendant la présence d'une racine hôte compatible. Cette phase constitue une étape essentielle assurant la continuité du cycle symbiotique dans les écosystèmes terrestres (**Figure 5**). (**Smith & Read, 2008 ; Bonfante & Genre, 2010**).

I.4.2. Phase de signalisation pré-symbiotique

Lorsque des plantes hôtes potentielles se développent dans le sol, elles libèrent des composés chimiques appelés strigolactones dans la rhizosphère. Ces molécules jouent un rôle fondamental dans l'activation des spores fongiques arbusculaires, en stimulant leur germination ainsi que la ramification des hyphes en direction de la racine. En réponse, le champignon produit des signaux symbiotiques appelés "Myc factors", appartenant principalement à la famille des lipochitooligosaccharides, qui sont reconnus par la plante. Cette communication bidirectionnelle permet l'établissement d'un dialogue moléculaire spécifique entre les deux partenaires (Akiyama *et al.*, 2005 ; Maillet *et al.*, 2011 ; Oldroyd, 2013).

I.4.3. Reconnaissance moléculaire et activation symbiotique

La reconnaissance entre la plante et le champignon repose sur des récepteurs spécifiques situés au niveau de la membrane plasmique des cellules racinaires, notamment les récepteurs de type LysM. La perception des Myc factors déclenche une cascade de signalisation intracellulaire connue sous le nom de "Common Symbiosis Signaling Pathway" (CSSP), qui est conservée chez la majorité des plantes capables de mycorhization. Cette cascade se caractérise par des oscillations de calcium dans le noyau cellulaire, activant ensuite des protéines kinases dépendantes du calcium, conduisant à l'expression de gènes symbiotiques spécifiques (Bonfante & Genre, 2010 ; Genre *et al.*, 2013 ; Oldroyd, 2013).

I.4.4. Colonisation racinaire par le champignon

Après la reconnaissance mutuelle, le champignon initie la colonisation de la racine. Chez les mycorhizes arbusculaires, le champignon forme un appressorium à la surface de la racine, permettant la pénétration contrôlée des tissus corticaux sans provoquer de réponse de défense majeure chez la plante. Le champignon se développe ensuite entre et à l'intérieur des cellules corticales où il forme des arbuscules, structures hautement ramifiées spécialisées dans les échanges nutritifs. Chez les ectomycorhizes, la colonisation reste extracellulaire avec formation d'un manteau fongique entourant la racine et d'un réseau de Hartig situé entre les cellules corticales (Peterson *et al.*, 2004 ; Smith & Read, 2008).

I.4.5. Formation des structures symbiotiques fonctionnelles

La différenciation des structures symbiotiques constitue une étape clé du cycle de vie. Les arbuscules formés chez les mycorhizes arbusculaires représentent des sites d'échanges intensifs entre la plante et le champignon, entourés par une membrane végétale spécialisée appelée membrane péri-arbusculaire. Chez les ectomycorhizes, le réseau de Hartig constitue la principale

zone d'échange nutritif, tandis que le manteau fongique agit comme une interface protectrice et absorbante. Chez les orchidées, le champignon forme des pelotons intracellulaires qui seront progressivement digérés par la plante, fournissant ainsi les nutriments nécessaires au développement initial de la graine (Smith & Read, 2008 ; Rasmussen & Rasmussen, 2009).

I.4.6. Phase d'échanges nutritifs et fonctionnement symbiotique

Une fois la symbiose établie, un échange bidirectionnel de nutriments s'installe entre les deux partenaires. Le champignon améliore l'absorption du phosphore, de l'azote, du zinc et de l'eau du sol grâce à son réseau mycélien étendu. En contrepartie, la plante fournit des composés carbonés issus de la photosynthèse, principalement sous forme de sucres et, dans le cas des mycorhizes arbusculaires, également sous forme de lipides essentiels à la croissance fongique. Ce flux bidirectionnel est régulé de manière stricte afin de maintenir un équilibre mutualiste stable (Smith & Read, 2008 ; Luginbuehl *et al.*, 2017 ; Jiang *et al.*, 2017).

I.4.7. Renouvellement des structures et dynamique du cycle

Le cycle mycorhizien est hautement dynamique, caractérisé par un renouvellement constant des structures symbiotiques. Les arbuscules ont une durée de vie limitée, généralement de quelques jours à quelques semaines, après laquelle ils sont dégradés par des processus contrôlés de la cellule végétale. Ce turnover permet une adaptation continue de la symbiose aux conditions environnementales et nutritionnelles du sol. La plante peut également réguler l'intensité de la colonisation en fonction de la disponibilité en phosphore, modulant ainsi l'établissement et le maintien de la symbiose (Bucher *et al.*, 2014 ; Floss *et al.*, 2017).

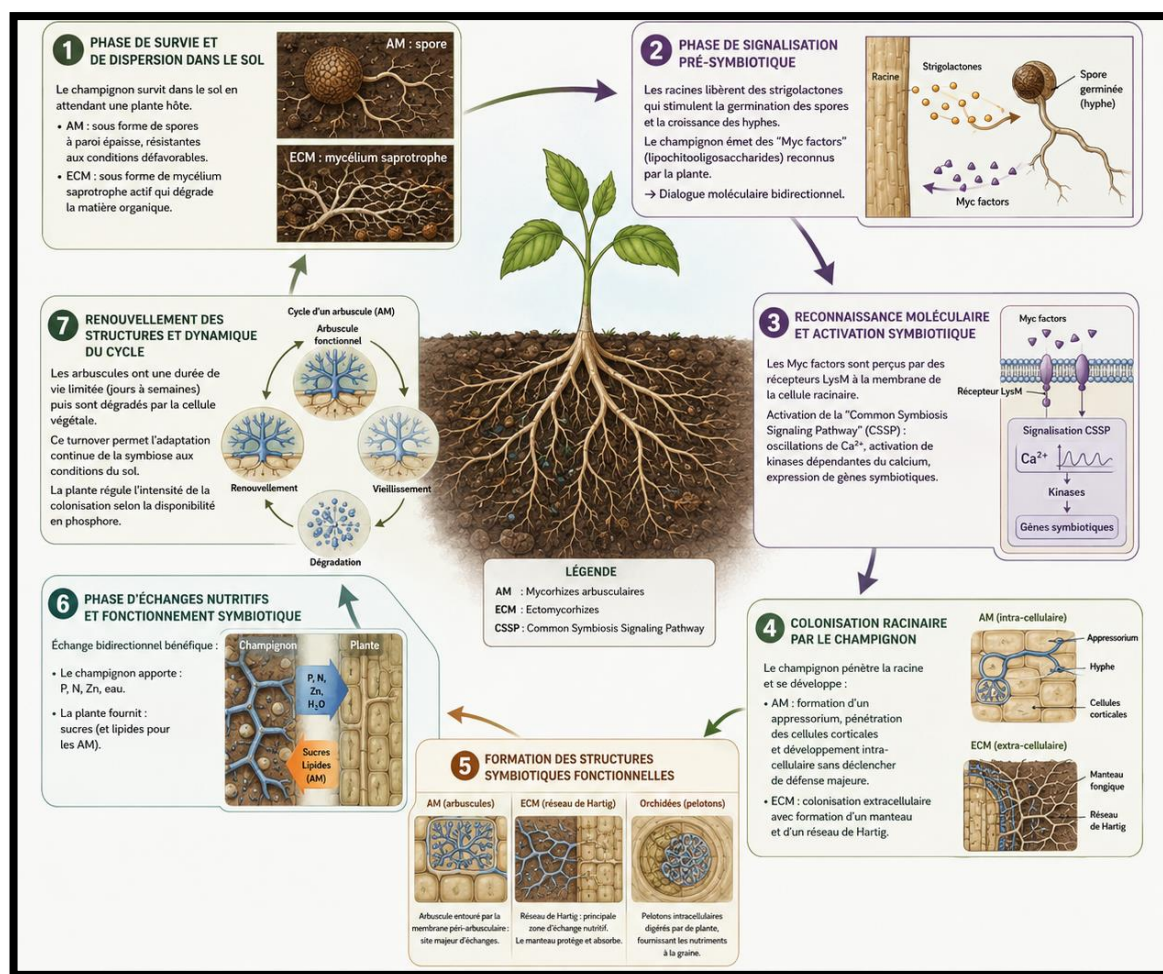


Figure 5: Cycle de vie des champignons mycorrhiziens et établissement de la symbiose racinaire (Luginbuehl *et al.*, 2017 ; Floss *et al.*, 2017).

I.5. Facteurs influençant la mycorhization

La mycorhization résulte d'interactions complexes entre le champignon mycorrhizien, la plante hôte et l'environnement. Son intensité varie selon des facteurs édaphiques (sol), biologiques, physiologiques et anthropiques. La compréhension de ces facteurs est essentielle pour optimiser l'établissement et l'efficacité de la symbiose mycorrhizienne en milieu naturel et agricole (Bucher *et al.*, 2014).

I.5.1. Facteurs liés au sol

I.5.1.1. Disponibilité du phosphore

Le phosphore est considéré comme le principal facteur régulateur de la mycorhization. Lorsque sa concentration dans le sol est faible, les plantes augmentent la production et l'exsudation de strigolactones dans la rhizosphère. Ces molécules stimulent la germination des

spores et la croissance des hyphes des champignons mycorhiziens, favorisant ainsi l'établissement de la symbiose. À l'inverse, lorsque le phosphore est abondant, la plante réduit son investissement dans la relation symbiotique, ce qui entraîne une diminution de la colonisation racinaire et de l'activité mycorhizienne (**Akiyama *et al.*, 2005 ; Smith & Read, 2008 ; Bucher *et al.*, 2014**).

I.5.1.2. Disponibilité de l'azote

L'azote constitue également un élément déterminant dans l'établissement des mycorhizes. Une disponibilité modérée ou limitée en azote favorise généralement la colonisation mycorhizienne en augmentant la dépendance nutritionnelle de la plante. En revanche, des apports excessifs d'engrais azotés peuvent réduire le développement des champignons mycorhiziens et limiter les bénéfices de la symbiose (**Smith & Read, 2008 ; Johnson, 2010**).

I.5.1.3. pH du sol

Le pH influence directement la germination des spores, la croissance du mycélium et la disponibilité des éléments minéraux. La plupart des champignons mycorhiziens se développent de manière optimale dans des sols légèrement acides à neutres. Les conditions fortement acides ou alcalines peuvent limiter l'activité fongique et réduire l'efficacité de la symbiose (**Entry *et al.*, 2002 ; Smith & Read, 2008**).

I.5.1.4. Humidité du sol

L'humidité du sol joue un rôle essentiel dans la survie des propagules fongiques et dans le développement des réseaux mycéliens. Une humidité suffisante favorise la croissance des hyphes et les échanges nutritifs. Toutefois, les périodes prolongées de sécheresse ou de saturation en eau peuvent diminuer l'activité des champignons mycorhiziens et affecter négativement la colonisation racinaire (**Augé, 2001 ; Smith & Read, 2008**).

I.5.1.5. Température

La température influence fortement le métabolisme du champignon et de la plante hôte. Chaque espèce fongique possède une plage thermique optimale pour la germination des spores et la croissance mycélienne. Les températures extrêmes, qu'elles soient élevées ou basses, peuvent ralentir le développement de la symbiose ou provoquer sa régression (**Entry *et al.*, 2002 ; Smith & Read, 2008**).

I.5.2. Facteurs liés à la plante hôte

I.5.2.1. Espèce végétale

La capacité à établir des mycorhizes varie considérablement selon les espèces végétales. La majorité des plantes terrestres forment des associations mycorhiziennes, notamment les Poacées, les Fabacées et de nombreuses espèces forestières. En revanche, certaines familles telles que les Brassicaceae et les Chenopodiaceae sont généralement non mycorhiziennes ou faiblement mycorhizées (Smith & Read, 2008 ; Brundrett, 2009).

I.5.2.2. Génotype de la plante

Au sein d'une même espèce végétale, les différents génotypes peuvent présenter des niveaux variables de colonisation mycorhizienne. Cette variabilité est liée à la production de signaux chimiques, à la structure du système racinaire et à l'expression des gènes impliqués dans la symbiose (Oldroyd, 2013 ; Genre *et al.*, 2013).

I.5.2.3. Stade de développement de la plante

L'âge de la plante influence également la mycorhization. Les jeunes racines présentent généralement une plus grande sensibilité à la colonisation en raison de leur activité métabolique élevée et de leur forte production d'exsudats racinaires. À mesure que les racines vieillissent, leur réceptivité diminue progressivement (Peterson *et al.*, 2004 ; Smith & Read, 2008).

I.5.3. Facteurs liés au champignon mycorhizien

I.5.3.1. Espèce et souche fongique

Les différentes espèces de champignons mycorhiziens présentent des capacités variables de colonisation et d'acquisition des nutriments. Certaines espèces sont mieux adaptées aux sols pauvres en phosphore tandis que d'autres présentent une meilleure tolérance aux stress abiotiques tels que la sécheresse ou la salinité (Smith & Read, 2008 ; Bonfante & Genre, 2010).

I.5.3.2. Densité des propagules

La quantité de spores, de fragments mycéliens et de racines infectées présents dans le sol détermine le potentiel infectieux du champignon. Une forte densité de propagules augmente la probabilité de rencontre avec les racines et favorise ainsi une colonisation rapide et efficace (Smith & Read, 2008 ; Brundrett, 2009).

I.5.3.3. Diversité des communautés mycorhiziennes

La diversité des espèces fongiques présentes dans le sol influence la stabilité et la résilience de la symbiose. Une communauté diversifiée permet généralement une meilleure adaptation aux variations environnementales et améliore l'efficacité globale de l'acquisition des ressources minérales (**Smith & Read, 2008 ; Van der Heijden *et al.*, 2015**).

I.5.4. Facteurs biologiques de la rhizosphère

I.5.4.1. Microorganismes associés

La rhizosphère abrite de nombreuses bactéries favorisant l'établissement de la symbiose mycorhizienne. Ces microorganismes, appelés « Mycorrhiza Helper Bacteria » (MHB), stimulent la germination des spores, la croissance des hyphes et la colonisation des racines. D'autres microorganismes peuvent au contraire entrer en compétition avec les champignons mycorhiziens et limiter leur développement (**Frey-Klett *et al.*, 2007 ; Bonfante & Anca, 2009**).

I.5.4.2. Agents pathogènes

Les champignons pathogènes, les nématodes et certains microorganismes du sol peuvent influencer indirectement la mycorhization en modifiant la physiologie racinaire ou la structure des communautés microbiennes de la rhizosphère. Les mycorhizes contribuent souvent à réduire les effets de ces agents pathogènes grâce à divers mécanismes de protection biologique (**Pozo & Azcón-Aguilar, 2007 ; Smith & Read, 2008**).

I.5.5. Facteurs anthropiques

I.5.5.1. Fertilisation minérale

L'utilisation excessive d'engrais minéraux, notamment phosphatés, réduit généralement l'intensité de la mycorhization. La disponibilité élevée des nutriments diminue la dépendance de la plante vis-à-vis du champignon et limite ainsi le développement de la symbiose (**Smith & Read, 2008 ; Bucher *et al.*, 2014**).

I.5.5.2. Travail du sol

Le labour et les opérations mécaniques perturbent les réseaux mycéliens présents dans le sol et réduisent la continuité des hyphes entre les plantes. Ces perturbations diminuent le potentiel infectieux et retardent l'établissement de nouvelles associations mycorhiziennes (**Kabir, 2005 ; Smith & Read, 2008**).

I.5.5.3. Pesticides et polluants

Certains pesticides, métaux lourds et contaminants chimiques peuvent inhiber la germination des spores, réduire la croissance du mycélium et altérer les mécanismes de signalisation entre le champignon et la plante. Ces effets entraînent souvent une diminution de la colonisation mycorhizienne et de son efficacité fonctionnelle (Entry *et al.*, 2002 ; Gianinazzi *et al.*, 2010).

I.5.5.4. Changement climatique

Les modifications climatiques globales, notamment l'augmentation des températures, les changements du régime des précipitations et l'élévation de la concentration atmosphérique en CO₂, influencent fortement la structure et le fonctionnement des communautés mycorhiziennes. Ces changements peuvent modifier la distribution des espèces fongiques et l'intensité des interactions symbiotiques (Van der Heijden *et al.*, 2015 ; Field *et al.*, 2020).

I.6. Rôle des mycorhizes

I.6.1. Amélioration de la nutrition minérale des plantes

Les mycorhizes, en particulier les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMF), jouent un rôle essentiel dans l'amélioration de la nutrition minérale des plantes. Leur réseau d'hyphes agit comme une extension du système racinaire, augmentant fortement la surface d'exploration du sol et permettant l'accès à des nutriments peu mobiles comme le phosphore, ainsi qu'à l'azote, au potassium et à divers oligo-éléments. Les structures arbusculaires formées dans les cellules corticales des racines constituent le principal site d'échanges nutritifs entre le champignon et la plante, favorisant un transfert efficace des éléments minéraux vers l'hôte végétal. Cette symbiose améliore ainsi la fertilité nutritionnelle et la croissance des plantes dans différents types de sols, notamment les sols pauvres en phosphore (Wu *et al.*, 2024).

I.6.2. Amélioration de la croissance et du développement des plantes

Les mycorhizes contribuent directement à l'amélioration de la croissance végétale grâce à une meilleure absorption des nutriments et de l'eau, mais aussi par des effets physiologiques et hormonaux. Elles influencent la production de phytohormones telles que les auxines et les cytokinines, qui stimulent le développement du système racinaire et favorisent la croissance aérienne (Sun & Shahrajabian, 2023). De plus, les plantes mycorhizées présentent une activité photosynthétique améliorée, liée à une nutrition minérale plus efficace et à une meilleure régulation du métabolisme du carbone. Dans les systèmes agricoles, cette symbiose se traduit par

une augmentation significative de la biomasse et du rendement des cultures, en particulier dans des conditions de stress ou de faible fertilité (**Fasusi et al., 2023 ; Wu et al., 2024**).

I.6.3. Tolérance aux stress abiotiques

Les mycorhizes jouent un rôle crucial dans la tolérance des plantes aux stress abiotiques tels que la sécheresse, la salinité, les températures extrêmes et les carences hydriques (**Delaeter et al., 2024**). Le réseau mycélien améliore l'accès à l'eau dans le sol, ce qui augmente l'efficacité hydrique des plantes. Sur le plan physiologique, les CMA induisent des mécanismes de défense incluant l'accumulation de composés osmoprotecteurs (proline, sucres solubles) et l'activation des systèmes enzymatiques antioxydants (superoxyde dismutase, catalase, peroxydases), réduisant ainsi les dommages oxydatifs. Ces adaptations permettent aux plantes mycorhizées de mieux survivre et maintenir leur croissance dans des environnements stressants (**George & George, 2023 ; Zhang et al., 2024**).

I.6.4. Protection contre les agents pathogènes du sol

Les mycorhizes participent également à la protection des plantes contre les agents pathogènes du sol (**Delaeter et al., 2024**). Cette protection repose sur plusieurs mécanismes complémentaires, notamment la compétition pour les nutriments et les sites d'infection, la modification de la communauté microbienne de la rhizosphère et l'induction de résistances systémiques chez la plante hôte (**Fasusi et al., 2023**). Les CMA activent des voies de signalisation impliquant les phytohormones de défense telles que l'acide jasmonique et l'acide salicylique, renforçant ainsi les réponses immunitaires des plantes. Cette symbiose contribue donc à réduire l'incidence et la sévérité des maladies racinaires causées par des champignons pathogènes et des nématodes (**Kuyper & Jansa, 2023**).

I.6.5. Rôle écologique et fertilité des sols

Les mycorhizes jouent un rôle fondamental dans le fonctionnement des écosystèmes terrestres et la fertilité des sols (**Kuyper & Jansa, 2023**). Elles contribuent à la structuration du sol par la production de glomaline, une glycoprotéine impliquée dans l'agrégation des particules du sol, améliorant ainsi sa stabilité physique (**George & George, 2023**). Elles participent également aux cycles biogéochimiques du carbone et des nutriments, favorisant la séquestration du carbone dans les sols. En facilitant les interactions entre plantes et micro-organismes, les mycorhizes soutiennent la biodiversité du sol et contribuent à la résilience des écosystèmes face aux perturbations environnementales (**Zhang et al., 2024**).

I.6.6. Réseaux mycorhiziens et communication interplantes

Les champignons mycorhiziens peuvent relier plusieurs plantes par l'intermédiaire d'un même réseau mycélien souterrain. Ces réseaux permettent le transfert de nutriments, de carbone, d'eau et de signaux de défense entre plantes connectées, contribuant à la résilience et à la stabilité des communautés végétales (Simard *et al.*, 2012 ; Van der Heijden *et al.*, 2015 ; Duan *et al.*, 2024).

I.7. Définition et origine des sols salins

Les sols salins sont définis comme des sols contenant une concentration élevée de sels solubles susceptibles d'affecter négativement la croissance et le développement des plantes. Les principaux sels impliqués sont les chlorures, sulfates, carbonates et bicarbonates de sodium, de calcium et de magnésium. L'accumulation de ces sels augmente la pression osmotique de la solution du sol, limitant ainsi l'absorption de l'eau par les racines. Selon les critères établis par l'USDA, un sol est considéré comme salin lorsque la conductivité électrique de l'extrait de pâte saturée (ECe) dépasse 4 dS m⁻¹ à 25°C. Cette accumulation de sels représente aujourd'hui l'un des principaux facteurs de dégradation des terres agricoles dans les régions arides et semi-arides du monde (Rengasamy, 2010 ; Shokri *et al.*, 2024).

La salinité du sol correspond à l'accumulation excessive de sels solubles dans la zone racinaire à des concentrations capables d'altérer les propriétés physicochimiques du sol et de perturber les processus physiologiques des plantes. Les ions les plus fréquemment impliqués sont Na⁺, Cl⁻, SO₄²⁻, HCO₃⁻, Ca²⁺ et Mg²⁺. La sévérité du stress salin dépend non seulement de la concentration totale des sels, mais également de leur composition ionique et de la sensibilité des espèces végétales concernées (Munns & Tester, 2008 ; Rengasamy, 2010).

La salinisation des sols constitue un problème environnemental majeur à l'échelle mondiale. Les estimations récentes indiquent que plus de 1,38 milliard d'hectares sont affectés par différents degrés de salinité ou de sodicité. Cette superficie représente environ 10 % de la surface terrestre mondiale et continue d'augmenter sous l'effet du changement climatique, de la croissance démographique et de l'intensification des pratiques agricoles. La salinité est désormais considérée comme une menace importante pour la sécurité alimentaire mondiale, car elle réduit la productivité des cultures et limite l'utilisation durable des ressources en sol et en eau (FAO, 2024 ; Qadir *et al.*, 2014 ; Shokri *et al.*, 2024).

Selon les évaluations les plus récentes de la FAO, plus de 10 % des terres mondiales et près de 20 % des terres irriguées sont affectées par la salinité. Cette situation représente une menace majeure pour l'agriculture mondiale puisque les terres irriguées assurent environ un tiers de la production alimentaire mondiale. Les projections indiquent que la superficie des terres affectées pourrait continuer à augmenter sous l'effet combiné du changement climatique et de l'intensification des pratiques agricoles (**Figure 6**). (FAO, 2024).

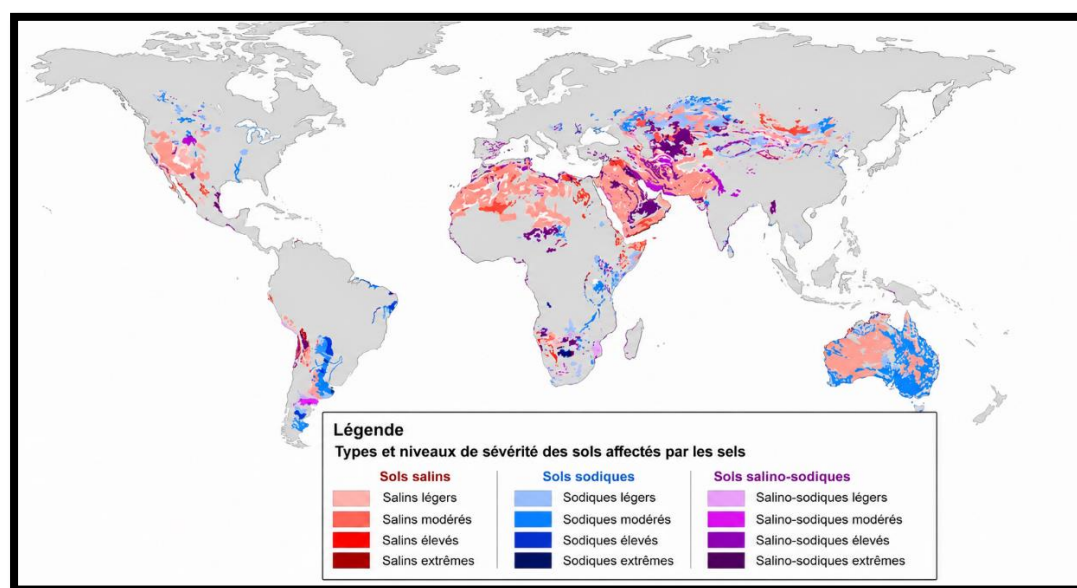


Figure 7: Distribution géographique mondiale des sols salins, sodiques et salino-sodiques (Shokri *et al.*, 2024).

La salinisation naturelle, également appelée salinisation primaire, résulte de processus géologiques et climatiques se produisant sans intervention humaine. L'altération des roches mères riches en minéraux salins libère progressivement des ions dans le sol. Dans les régions arides, les faibles précipitations ne permettent pas le lessivage efficace des sels, tandis que les fortes températures favorisent leur accumulation dans les horizons superficiels. Les remontées capillaires des eaux souterraines salées contribuent également à enrichir la surface du sol en sels dissous (Rengasamy, 2006 ; Shrivastava & Kumar, 2015).

Dans les zones côtières, la proximité de la mer constitue une source supplémentaire de salinité. Les intrusions d'eau de mer dans les nappes phréatiques, les embruns marins transportés par le vent et les dépôts de sels d'origine marine contribuent à la formation naturelle de sols salins. Ce phénomène est particulièrement marqué dans les régions soumises à une élévation du niveau marin liée au changement climatique. L'augmentation de la salinité des nappes souterraines

entraîne alors une dégradation progressive de la qualité des sols agricoles situés à proximité du littoral (**Munns & Tester, 2008 ; Isayenkov & Maathuis, 2019 ; FAO, 2024**).

La salinisation secondaire ou anthropique est directement liée aux activités humaines. Elle résulte principalement des pratiques d'irrigation inadéquates, de l'utilisation d'eaux d'irrigation riches en sels et de l'absence de systèmes de drainage performants. Lorsque l'eau d'irrigation s'évapore ou est absorbée par les plantes, les sels dissous restent dans le sol et s'accumulent progressivement dans la zone racinaire. Ce phénomène est particulièrement fréquent dans les régions arides où l'évaporation dépasse largement les précipitations annuelles (**Qadir *et al.*, 2014 ; Shrivastava & Kumar, 2015 ; FAO, 2024**).

L'agriculture irriguée représente aujourd'hui l'une des principales causes de salinisation des terres cultivées. À l'échelle mondiale, près de 20 % des terres irriguées et environ 33 % des zones agricoles intensivement exploitées sont touchées par la salinité. La mauvaise gestion de l'irrigation favorise l'élévation de la nappe phréatique, augmentant ainsi les phénomènes de remontée capillaire et d'accumulation des sels à la surface du sol. Cette situation est aggravée par l'utilisation croissante d'eaux souterraines de qualité médiocre dans plusieurs régions du monde (**Rengasamy, 2010 ; Qadir *et al.*, 2014 ; FAO, 2024**).

Le changement climatique est aujourd'hui considéré comme un facteur aggravant de la salinisation des sols. L'augmentation des températures, la réduction des précipitations dans certaines régions, l'élévation du niveau des mers et la fréquence accrue des épisodes de sécheresse favorisent l'accumulation des sels dans les sols agricoles. Les projections climatiques indiquent que les zones affectées par la salinité pourraient s'étendre considérablement au cours des prochaines décennies, notamment dans les régions méditerranéennes, africaines et asiatiques (**Isayenkov & Maathuis, 2019 ; Shokri *et al.*, 2024 ; FAO, 2024**).

En Afrique du Nord, la salinisation des sols constitue une contrainte majeure pour l'agriculture dans les régions arides et semi-arides. En Algérie, ce phénomène touche particulièrement les zones steppiques, les périmètres irrigués ainsi que les régions sahariennes où les conditions climatiques favorisent l'accumulation des sels. L'évaporation intense, la faible pluviométrie et l'utilisation d'eaux souterraines parfois salées contribuent à l'extension progressive des surfaces affectées par la salinité. Cette situation représente un défi important pour la gestion durable des ressources en eau et la sécurité alimentaire nationale (**Rengasamy, 2010 ; FAO, 2024**).

La salinisation entraîne des conséquences importantes sur les propriétés physiques, chimiques et biologiques des sols. L'accumulation des sels réduit la stabilité structurale, diminue

la porosité et limite l'infiltration de l'eau. Elle perturbe également l'activité des microorganismes du sol et réduit la disponibilité de nombreux éléments nutritifs essentiels à la croissance végétale. Ces modifications se traduisent par une diminution progressive de la fertilité des sols et des rendements agricoles (Wong *et al.*, 2010 ; Rengasamy, 2010 ; Zhang *et al.*, 2024).

Les différentes origines de la salinisation influencent directement les caractéristiques physicochimiques des sols affectés. Sur la base de ces propriétés, plusieurs catégories de sols salés peuvent être distinguées selon leur teneur en sels solubles, leur alcalinité et leur degré de sodicité.

I.8. Classification et caractéristiques des sols salins

Les sols affectés par les sels constituent un groupe hétérogène de sols présentant des propriétés physiques, chimiques et biologiques particulières qui influencent fortement leur fertilité et leur aptitude à la production agricole. La classification de ces sols repose principalement sur la conductivité électrique (CE), le pH, le pourcentage de sodium échangeable (ESP) et le rapport d'adsorption du sodium (SAR). Ces paramètres permettent de distinguer les sols salins, les sols sodiques et les sols salino-sodiques, chacun présentant des caractéristiques spécifiques et des contraintes particulières pour la croissance des plantes (Tableau 2). (Rengasamy, 2010 ; Elshaikh *et al.*, 2018).

Tableau 2 : Classification comparative des principaux types de sols affectés par les sels.
(Rengasamy, 2010 ; Qadir *et al.*, 2014).

Paramètre	Sol salin	Sol sodique	Sol salino-sodique
CE (dS m ⁻¹)	> 4	< 4	> 4
ESP (%)	< 15	> 15	> 15
pH	< 8,5	> 8,5	Variable
Problème principal	Stress osmotique	Dispersion des argiles	Double contrainte

I.8.1 Les sols salins

Les sols salins se caractérisent par une concentration élevée de sels solubles dans la solution du sol sans accumulation excessive de sodium sur le complexe adsorbant. Selon la classification

de l'USDA, ils possèdent une conductivité électrique supérieure à 4 dS m⁻¹, un pourcentage de sodium échangeable inférieur à 15 % et un pH généralement inférieur à 8,5. Les sels dominants sont principalement les chlorures et les sulfates de sodium, de calcium et de magnésium. Dans ce type de sol, les effets négatifs sur les plantes sont essentiellement liés à l'augmentation de la pression osmotique qui limite l'absorption de l'eau par les racines (**Rengasamy, 2006 ; Qadir *et al.*, 2014**).

La présence de fortes concentrations de sels dans la solution du sol diminue le potentiel hydrique et provoque un phénomène appelé « sécheresse physiologique ». Bien que l'eau soit présente dans le sol, elle devient difficilement accessible aux plantes car celles-ci doivent exercer une pression osmotique plus importante pour l'absorber. Cette situation entraîne une réduction de la germination, un ralentissement de la croissance et une baisse de la productivité des cultures (**Parida & Das, 2005 ; Munns & Tester, 2008 ; Isayenkov & Maathuis, 2019**).

Dans les sols salins, la structure physique est généralement peu affectée car les ions calcium et magnésium présents dans la solution du sol contribuent au maintien de l'agrégation des particules. Cependant, lorsque la concentration saline devient très élevée, certains phénomènes de dispersion peuvent apparaître et entraîner une dégradation progressive de la structure du sol (**Wong *et al.*, 2010 ; Rengasamy, 2010**).

I.8.2 Les sols sodiques

Les sols sodiques sont caractérisés par une forte proportion de sodium adsorbé sur le complexe argilo-humique. Ils présentent généralement un pourcentage de sodium échangeable supérieur à 15 %, un SAR élevé et un pH supérieur à 8,5. Contrairement aux sols salins, les effets négatifs de ces sols sont principalement liés à la dégradation de leurs propriétés physiques plutôt qu'à la seule présence de sels solubles (**Rengasamy, 2010**).

L'excès de sodium provoque la dispersion des particules d'argile en remplaçant les ions calcium et magnésium normalement associés au complexe adsorbant. Ce phénomène réduit la stabilité structurale du sol et favorise la destruction des agrégats. Les particules dispersées obstruent les pores du sol, entraînant une diminution de la perméabilité, une réduction de l'infiltration de l'eau et une mauvaise aération du système racinaire (**Rengasamy & Olsson, 1991 ; Levy *et al.*, 2003 ; Wong *et al.*, 2010**).

Les sols sodiques présentent souvent une structure compacte et massive. Après les pluies ou l'irrigation, ils deviennent collants lorsqu'ils sont humides et extrêmement durs lorsqu'ils

sèchent. Cette caractéristique limite fortement le développement racinaire et réduit la capacité des plantes à explorer le sol pour absorber l'eau et les éléments nutritifs (**Sumner, 1993 ; Rengasamy, 2010**).

L'alcalinité élevée observée dans les sols sodiques entraîne également des déséquilibres nutritionnels importants. Plusieurs éléments essentiels tels que le phosphore, le fer, le zinc, le cuivre et le manganèse deviennent moins disponibles pour les plantes en raison de leur précipitation sous des formes peu solubles. Ces carences aggravent les effets négatifs du stress sodique sur la croissance végétale (**Rengasamy, 2010 ; Marschner, 2012**).

I.8.3 Les sols salino-sodiques

Les sols salino-sodiques représentent une combinaison des caractéristiques des sols salins et des sols sodiques. Ils présentent à la fois une forte concentration en sels solubles et une teneur élevée en sodium échangeable. Ces sols possèdent généralement une conductivité électrique supérieure à 4 dS m⁻¹ et un ESP supérieur à 15 %. Ils sont considérés parmi les sols les plus dégradés du point de vue agronomique (**Qadir et al., 2014 ; Elshaikh et al., 2018**).

La présence simultanée d'une forte salinité et d'une sodicité élevée provoque une double contrainte pour les plantes. D'une part, les sels solubles induisent un stress osmotique limitant l'absorption de l'eau ; d'autre part, le sodium échangeable dégrade la structure du sol et réduit la circulation de l'eau et de l'air dans le profil pédologique. Cette combinaison rend la réhabilitation de ces sols particulièrement complexe (**Rengasamy, 2010 ; Qadir et al., 2014**).

Lorsque les sels solubles sont éliminés par lessivage sans correction préalable du sodium échangeable, la dispersion des argiles peut s'intensifier et provoquer une détérioration rapide des propriétés physiques du sol. C'est pourquoi les programmes de réhabilitation des sols salino-sodiques incluent souvent l'application d'amendements calciques tels que le gypse afin de remplacer le sodium adsorbé par le calcium (**Qadir et al., 2007 ; Chaganti & Crohn, 2015**).

I.8.4 Caractéristiques physiques des sols salins

La salinité influence fortement les propriétés physiques des sols. L'accumulation de sels modifie la structure des agrégats, la porosité, la densité apparente et la capacité de rétention de l'eau. Ces modifications affectent directement la croissance racinaire et le fonctionnement des écosystèmes agricoles (**Wong et al., 2010 ; Rengasamy, 2010**).

Dans les sols sodiques et salino-sodiques, la dispersion des particules d'argile réduit la stabilité structurale et entraîne la destruction progressive des agrégats. Cette dégradation diminue

la macroporosité et limite les échanges gazeux entre le sol et l'atmosphère. L'activité respiratoire des racines et des microorganismes s'en trouve fortement affectée (**Levy *et al.*, 2003 ; Wong *et al.*, 2010**)

La diminution de la porosité réduit également l'infiltration de l'eau et augmente le risque de ruissellement de surface. Dans les régions arides, cette situation favorise l'accumulation supplémentaire des sels à la surface du sol, créant un cercle vicieux de dégradation progressive (**Rengasamy, 2006 ; Qadir *et al.*, 2014**).

I.8.5 Caractéristiques chimiques des sols salins

Les propriétés chimiques des sols salins sont dominées par la présence de fortes concentrations d'ions dissous tels que Na^+ , Cl^- , SO_4^{2-} , HCO_3^- , Ca^{2+} et Mg^{2+} . Ces ions influencent directement le pH, la conductivité électrique et les équilibres nutritionnels du sol (**Munns & Tester, 2008**).

L'un des principaux effets de la salinité est l'apparition d'antagonismes ioniques. Les ions sodium et chlorure entrent en compétition avec les nutriments essentiels tels que le potassium, le calcium et le magnésium pour les sites d'absorption racinaires. Cette compétition réduit l'efficacité nutritionnelle des plantes et favorise l'apparition de carences minérales même lorsque les éléments nutritifs sont présents dans le sol (**Parida & Das, 2005 ; Munns & Tester, 2008**).

Dans les sols sodiques, le pH élevé provoque également une diminution de la disponibilité du phosphore et des oligoéléments. Le fer, le zinc et le manganèse deviennent souvent limitants, ce qui peut entraîner des chloroses et des perturbations du métabolisme végétal (**Rengasamy, 2010 ; Marschner, 2012**).

I.8.6 Caractéristiques biologiques des sols salins

La salinité affecte profondément les communautés microbiennes du sol. Les fortes concentrations en sels créent un environnement hostile pour de nombreux microorganismes sensibles au stress osmotique. Cette situation entraîne généralement une diminution de la biomasse microbienne, de la diversité des espèces et de l'activité enzymatique du sol (**Rath & Rousk, 2015 ; Zhang *et al.*, 2024**).

Les processus biologiques essentiels tels que la minéralisation de la matière organique, la nitrification et la fixation biologique de l'azote sont souvent ralentis dans les sols salins. Cette réduction de l'activité biologique contribue à la diminution de la fertilité des sols et à la dégradation de leur qualité écologique (**Yan *et al.*, 2015 ; Zhang *et al.*, 2024**).

Cependant, certains microorganismes adaptés aux conditions salines, notamment les bactéries halotolérantes et les champignons mycorhiziens arbusculaires, peuvent survivre et jouer un rôle essentiel dans le maintien des fonctions biologiques du sol. Ces organismes contribuent à améliorer l'acquisition des nutriments, la stabilité structurale et la tolérance des plantes au stress salin (Evelin *et al.*, 2009 ; Begum *et al.*, 2019 ; Zhang *et al.*, 2024).

I.9 Effets de la salinité sur les plantes

La salinité constitue l'un des stress abiotiques les plus sévères affectant les plantes cultivées et les écosystèmes naturels. Elle influence pratiquement tous les processus physiologiques, biochimiques et moléculaires des végétaux. Les effets du stress salin apparaissent dès les premiers stades de développement et peuvent persister tout au long du cycle végétatif. L'intensité des dommages dépend de plusieurs facteurs tels que la concentration en sels, la durée d'exposition, le stade de développement de la plante, les conditions environnementales et la sensibilité génétique de l'espèce concernée. Les principaux mécanismes de toxicité comprennent le stress osmotique, la toxicité ionique, le déséquilibre nutritionnel, le stress oxydatif et les perturbations métaboliques (Figure 7). (Munns & Tester, 2008 ; Balasubramaniam *et al.*, 2023 ; Shams & Khadivi, 2023).

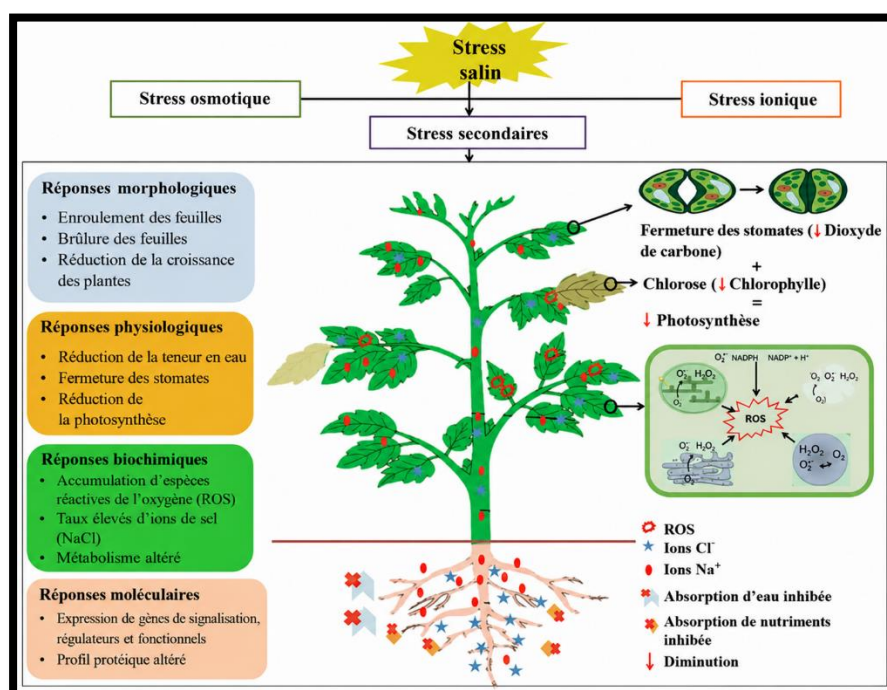


Figure 8: Schéma illustrant les effets du stress osmotique et ionique induits par la salinité sur les plantes (Fu. Y ; Yang.X, 2023).

I.9.1 Effets de la salinité sur la germination des graines

La germination constitue l'une des phases les plus sensibles du cycle de vie des plantes face au stress salin. Une concentration élevée de sels dans le milieu réduit le potentiel hydrique de la solution du sol et limite l'imbibition des graines, phénomène indispensable au déclenchement des processus métaboliques conduisant à la germination. Lorsque l'absorption d'eau est insuffisante, l'activation enzymatique, la mobilisation des réserves et la croissance embryonnaire sont fortement ralenties (**Majidian & Ghorbani, 2024 ; Hassan, 2024**).

Par ailleurs, les ions sodium (Na^+) et chlorure (Cl^-) peuvent pénétrer dans les tissus embryonnaires et provoquer des effets toxiques directs sur les cellules en développement. Cette toxicité perturbe les activités enzymatiques essentielles à la dégradation des réserves contenues dans l'endosperme ou les cotylédons. Il en résulte une diminution du pourcentage de germination, un retard dans l'émergence des plantules et une réduction de leur vigueur (**Munns & Tester, 2008; Fu & Yang, 2023**).

De nombreuses études montrent que l'augmentation progressive de la salinité provoque une réduction significative du taux de germination chez plusieurs cultures d'intérêt agronomique telles que le blé, l'orge, le maïs, le riz et les légumineuses. Chez les espèces très sensibles, même des concentrations modérées de NaCl peuvent réduire considérablement le pouvoir germinatif (**Parida & Das, 2005 ; Hassan, 2024**).

I.9.2 Stress osmotique et perturbation du bilan hydrique

Le premier effet du stress salin est généralement d'ordre osmotique. Lorsque la concentration en sels augmente dans la solution du sol, le potentiel hydrique devient plus négatif, ce qui rend l'eau moins disponible pour les racines. Les plantes se retrouvent alors dans une situation comparable à celle observée lors d'un déficit hydrique, même lorsque le sol contient une quantité d'eau apparemment suffisante (**Flowers & Colmer, 2015 ; Fu & Yang, 2023 ; Balasubramaniam et al., 2023**).

Cette contrainte osmotique entraîne une diminution de la turgescence cellulaire, essentielle au maintien de la croissance des tissus végétaux. La réduction de la pression de turgescence ralentit la division et l'élongation cellulaires, ce qui se traduit par une diminution de la croissance des racines, des tiges et des feuilles. Les jeunes organes en développement sont particulièrement vulnérables à cette réduction de disponibilité hydrique (**Horticulturae Review, 2024 ; Hassan, 2024**).

Pour faire face à cette situation, les plantes accumulent divers osmolytes compatibles tels que la proline, la glycine bêtaïne, les sucres solubles et certains acides aminés. Ces composés permettent d'abaisser le potentiel osmotique cellulaire sans perturber les fonctions métaboliques. Cette stratégie, appelée ajustement osmotique, contribue au maintien de l'absorption de l'eau et à la préservation de l'intégrité cellulaire sous stress salin (**Kaur *et al.*, 2024 ; Balasubramaniam *et al.*, 2023**).

I.9.3 Toxicité ionique

L'un des effets les plus destructeurs de la salinité est l'accumulation excessive d'ions toxiques dans les tissus végétaux, principalement le sodium (Na^+) et le chlorure (Cl^-). Lorsque ces ions atteignent des concentrations élevées dans les cellules, ils perturbent le fonctionnement des membranes biologiques et interfèrent avec de nombreuses réactions métaboliques (**Roy *et al.*, 2014; Fu & Yang, 2023**).

Le sodium entre souvent en compétition avec le potassium (K^+), élément essentiel à l'activation de nombreuses enzymes, à la synthèse protéique et à la régulation stomatique. Une accumulation excessive de sodium provoque donc une diminution du rapport K^+/Na^+ , considéré comme un indicateur majeur de la tolérance des plantes au stress salin (**Shams & Khadivi, 2023; Balasubramaniam *et al.*, 2023**).

À long terme, l'accumulation des ions toxiques dans les feuilles provoque une sénescence prématurée, des brûlures foliaires, des chloroses et parfois la mort des tissus. Ces symptômes réduisent considérablement la surface photosynthétique active et compromettent le développement de la plante (**Liu *et al.*, 2023 ; Hassan, 2024**).

I.9.4 Déséquilibres nutritionnels

La salinité perturbe fortement l'acquisition et l'utilisation des éléments nutritifs essentiels. Les ions sodium et chlorure entrent en compétition avec plusieurs nutriments au niveau des transporteurs membranaires des racines, limitant ainsi leur absorption (**Acosta-Motos *et al.*, 2017; Lakhdar *et al.*, 2023**).

L'absorption du potassium est particulièrement affectée car le sodium possède des caractéristiques physicochimiques proches. La diminution de la disponibilité du potassium compromet de nombreuses fonctions physiologiques telles que l'ouverture des stomates, la synthèse des protéines et l'activation enzymatique (**Shams & Khadivi, 2023 ; Fu & Yang, 2023**).

La salinité réduit également l'absorption du calcium, du magnésium, du phosphore, du fer, du zinc et du manganèse. Ces déficiences nutritionnelles provoquent des anomalies physiologiques importantes, notamment une réduction de la croissance, des chloroses et une baisse de la productivité végétale (Marschner, 2012 ; Majidian & Ghorbani, 2024).

I.9.5 Effets sur la photosynthèse

La photosynthèse est l'un des processus physiologiques les plus sensibles à la salinité. La diminution de l'absorption de l'eau entraîne une fermeture partielle ou totale des stomates afin de limiter les pertes hydriques par transpiration. Cette fermeture réduit l'entrée du dioxyde de carbone (CO₂) dans les feuilles et limite directement la fixation du carbone (Hassan, 2024 ; Horticulturae Review, 2024).

La salinité affecte également l'intégrité des chloroplastes et réduit la teneur en chlorophylles a et b. Les membranes des thylakoïdes deviennent plus vulnérables aux dommages oxydatifs, ce qui entraîne une baisse de l'efficacité photosynthétique et de la production d'énergie sous forme d'ATP et de NADPH (Liu *et al.*, 2023 ; Balasubramaniam *et al.*, 2023).

La réduction de l'activité photosynthétique conduit finalement à une diminution de la production de biomasse et du rendement agricole. Chez certaines cultures sensibles, les pertes de rendement peuvent dépasser 50 % lorsque les niveaux de salinité deviennent élevés (Qadir *et al.*, 2014 ; Salinity Stress in Crop Plants, 2024).

I.9.6 Stress oxydatif

Sous conditions salines, les cellules végétales produisent une quantité excessive d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), notamment le radical superoxyde (O₂⁻), le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) et le radical hydroxyle (OH). Cette production excessive est principalement liée aux perturbations de la photosynthèse et de la respiration cellulaire (Hasanuzzaman *et al.*, 2024 ; Fu & Yang, 2023).

Lorsque les ROS dépassent la capacité de neutralisation des systèmes antioxydants, elles provoquent un stress oxydatif responsable de l'oxydation des lipides membranaires, de la dénaturation des protéines et des dommages à l'ADN. Ces altérations compromettent l'intégrité cellulaire et accélèrent le vieillissement des tissus végétaux (Balasubramaniam *et al.*, 2023 ; Salinity Stress in Crop Plants, 2024).

Pour limiter ces dommages, les plantes activent un système complexe de défense antioxydante comprenant des enzymes telles que la superoxyde dismutase (SOD), la catalase

(CAT), l'ascorbate peroxydase (APX) et diverses peroxydases. L'efficacité de ces mécanismes joue un rôle déterminant dans le niveau de tolérance des plantes au stress salin (**Hasanuzzaman *et al.*, 2024 ; Asrori & Hidayat, 2025**).

I.9.7 Effets sur la croissance et le rendement

Les conséquences cumulées du stress osmotique, de la toxicité ionique, des déséquilibres nutritionnels et du stress oxydatif se traduisent par une réduction générale de la croissance végétale. Les plantes exposées à la salinité présentent généralement une diminution de la hauteur, de la surface foliaire, du développement racinaire et de l'accumulation de biomasse (**Aufar & Azwar, 2025 ; Hassan, 2024**).

Les organes reproducteurs sont également fortement affectés. La floraison peut être retardée, le nombre de fleurs fertiles réduit et le développement des fruits ou des graines compromis. Chez les céréales, la salinité entraîne souvent une diminution du nombre d'épis, du poids des grains et du rendement final (**Shams & Khadivi, 2023 ; Majidian & Ghorbani, 2024**).

À l'échelle mondiale, la salinité est responsable de pertes économiques considérables dans le secteur agricole. Elle représente l'un des principaux facteurs limitant la productivité des terres irriguées et constitue une menace croissante pour la sécurité alimentaire dans les régions arides et semi-arides (**Qadir *et al.*, 2014 ; Shokri *et al.*, 2024**).

I.10. Rôle des mycorhizes dans les sols salins

I.10.1 Importance des mycorhizes dans les environnements salins

Les sols salins représentent un environnement particulièrement contraignant pour la croissance des plantes en raison de la faible disponibilité de l'eau, de l'accumulation d'ions toxiques et des perturbations nutritionnelles qui en résultent. Dans ces conditions, les microorganismes du sol jouent un rôle fondamental dans le maintien de la fertilité et de la productivité des écosystèmes. Parmi eux, les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) apparaissent comme l'un des groupes microbiens les plus efficaces pour améliorer l'adaptation des végétaux aux contraintes salines. Ces champignons établissent une association symbiotique avec plus de 80 % des espèces végétales terrestres et participent activement à l'amélioration de la nutrition minérale, de l'absorption de l'eau et de la résistance aux stress environnementaux (**Smith & Read, 2008 ; Evelin *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023**).

La symbiose mycorhizienne repose sur un échange réciproque de ressources entre la plante et le champignon. La plante fournit au champignon des composés carbonés issus de la photosynthèse, tandis que le champignon améliore l'acquisition de l'eau et des nutriments grâce à son réseau d'hyphes extraracinaires. Ce réseau peut s'étendre bien au-delà de la zone explorée par les racines et permet ainsi une exploitation plus efficace des ressources du sol. Cette capacité devient particulièrement importante dans les sols salins où les racines rencontrent de fortes limitations physiologiques (**Evelin et al., 2019 ; Dar et al., 2023**).

De nombreuses études démontrent que les plantes mycorhizées présentent généralement une croissance supérieure, une biomasse plus élevée et une meilleure productivité que les plantes non mycorhizées lorsqu'elles sont exposées à des concentrations élevées de sels. Les effets bénéfiques des mycorhizes résultent d'un ensemble complexe de mécanismes physiologiques, biochimiques et moléculaires qui agissent simultanément pour réduire les effets néfastes de la salinité (**Begum et al., 2019 ; Dar et al., 2023 ; Wahab et al., 2023**).

I.10.2 Amélioration de l'absorption de l'eau

L'un des premiers effets de la salinité est la diminution du potentiel hydrique du sol. Lorsque la concentration en sels augmente, l'eau devient plus difficile à absorber par les racines, même lorsque le sol paraît humide. Les plantes subissent alors une sécheresse physiologique qui limite leur croissance et leur activité métabolique. Les mycorhizes permettent d'atténuer ce phénomène en améliorant considérablement l'absorption de l'eau (**Munns & Tester, 2008 ; Evelin et al., 2019**).

Les hyphes mycorhiziens constituent un prolongement fonctionnel du système racinaire. Leur diamètre extrêmement faible leur permet de pénétrer dans des micropores du sol inaccessibles aux racines. Grâce à cette caractéristique, ils peuvent extraire l'eau retenue dans de très petits espaces poreux et la transférer vers la plante hôte. Cette augmentation de la surface explorée améliore significativement le statut hydrique des plantes soumises à un stress salin (**Evelin et al., 2019 ; Dar et al., 2023**).

Les plantes mycorhizées présentent généralement une teneur relative en eau plus élevée, une meilleure turgescence cellulaire et un potentiel hydrique foliaire moins négatif que les plantes non inoculées. Ces caractéristiques permettent le maintien de la croissance végétative même lorsque les conditions de salinité deviennent sévères (**Ruiz-Lozano et al., 2012 ; Evelin et al., 2019**).

Par ailleurs, les champignons mycorhiziens influencent l'expression des aquaporines, protéines membranaires spécialisées dans le transport de l'eau. La régulation de ces protéines améliore la conductivité hydraulique des racines et optimise les flux hydriques entre le sol et les tissus végétaux. Cette adaptation représente l'un des mécanismes les plus importants de tolérance à la salinité (Evelin *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023).

I.10.3 Amélioration de la nutrition minérale

La salinité perturbe fortement l'acquisition des éléments nutritifs essentiels. Les ions sodium et chlorure entrent en compétition avec plusieurs nutriments et limitent leur absorption par les racines. Les plantes cultivées dans les sols salins souffrent fréquemment de carences en phosphore, potassium, calcium, magnésium, zinc et fer (Marschner, 2012 ; Begum *et al.*, 2019).

Les champignons mycorhiziens augmentent considérablement l'absorption du phosphore grâce à leur vaste réseau mycélien. Le phosphore étant peu mobile dans le sol, les hyphes permettent d'explorer un volume beaucoup plus important que les racines seules. Cette amélioration de la nutrition phosphatée favorise la synthèse de l'ATP, des acides nucléiques et des membranes cellulaires (Smith & Read, 2008 ; Dar *et al.*, 2023).

L'amélioration de l'absorption de l'azote constitue également un avantage majeur de la symbiose mycorhizienne. Les plantes mycorhizées présentent souvent des concentrations plus élevées en azote total, ce qui favorise la synthèse des protéines, des enzymes et de la chlorophylle. Cette amélioration contribue directement à la croissance végétative et à la productivité des cultures (Chandrasekaran *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023).

Les mycorhizes améliorent également l'absorption du potassium, élément indispensable au maintien de l'équilibre osmotique et au fonctionnement de nombreuses enzymes. Dans les sols salins, cette amélioration revêt une importance particulière car le potassium est directement impliqué dans les mécanismes de tolérance au sodium (Evelin *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023).

I.10.4 Maintien de l'équilibre ionique

L'accumulation excessive de sodium dans les tissus végétaux constitue l'une des principales causes de toxicité saline. Le sodium perturbe les fonctions cellulaires, inhibe certaines enzymes et entre en compétition avec le potassium pour les sites d'absorption et de transport (Munns & Tester, 2008 ; Begum *et al.*, 2019).

Les plantes mycorhizées présentent généralement des concentrations plus faibles de sodium dans les parties aériennes et des concentrations plus élevées de potassium. Cette régulation permet

de maintenir un rapport K^+/Na^+ favorable, considéré comme un indicateur majeur de la tolérance au stress salin (**Hashem *et al.*, 2018 ; Dar *et al.*, 2023**).

Les champignons mycorhiziens peuvent également agir comme une barrière biologique limitant le transfert du sodium vers les feuilles. Une partie du sodium est retenue dans les racines ou compartimentée dans les vacuoles cellulaires, réduisant ainsi sa toxicité pour les organes photosynthétiques (**Evelin *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023**).

Des travaux récents suggèrent également que les mycorhizes modulent l'expression de plusieurs gènes impliqués dans le transport des ions, notamment les transporteurs HKT, NHX et SOS, qui jouent un rôle essentiel dans l'homéostasie ionique des plantes soumises à la salinité (**Evelin *et al.*, 2019**).

I.10.5 Ajustement osmotique

L'ajustement osmotique constitue un mécanisme fondamental permettant aux plantes de maintenir leur hydratation sous stress salin. Les plantes accumulent divers composés organiques compatibles appelés osmolytes afin de réduire leur potentiel osmotique sans perturber les réactions biochimiques cellulaires (**Ashraf & Foolad, 2007 ; Begum *et al.*, 2019**).

Les plantes mycorhizées présentent généralement des concentrations plus élevées en proline, glycine bêtaïne, sucres solubles, tréhalose et polyols que les plantes non mycorhizées. Ces composés contribuent à maintenir la turgescence cellulaire et à protéger les membranes biologiques contre la déshydratation (**Begum *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023**).

La proline joue également un rôle protecteur contre les espèces réactives de l'oxygène et participe à la stabilisation des protéines et des membranes cellulaires. Son accumulation est fréquemment observée chez les plantes mycorhizées exposées à des concentrations élevées de NaCl (**Talaat & Shawky, 2014**).

I.10.6 Amélioration de la photosynthèse

La photosynthèse est l'un des processus les plus affectés par la salinité. La fermeture des stomates, la diminution de la teneur en chlorophylle et les dommages subis par les chloroplastes réduisent fortement la capacité photosynthétique des plantes (**Munns & Tester, 2008 ; Chaves *et al.*, 2009**).

Les mycorhizes permettent de maintenir des taux de photosynthèse plus élevés grâce à une meilleure nutrition minérale, une meilleure alimentation hydrique et une protection accrue des

structures photosynthétiques. Les plantes mycorhizées présentent généralement des teneurs plus importantes en chlorophylle a et b ainsi qu'une activité photosynthétique supérieure (**Begum et al., 2019 ; Dar et al., 2023**).

Plusieurs études montrent également que les mycorhizes améliorent l'efficacité du photosystème II (PSII) et limitent les dommages provoqués par l'excès d'énergie lumineuse sous stress salin. Cette protection favorise le maintien de la production d'ATP et de NADPH nécessaires au métabolisme végétal (**Evelin et al., 2019**).

I.10.7 Renforcement des systèmes antioxydants

La salinité induit une surproduction d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables du stress oxydatif. Ces molécules peuvent provoquer la peroxydation des lipides, la dégradation des protéines et des dommages à l'ADN (**Gill & Tuteja, 2010 ; Begum et al., 2019**).

Les plantes mycorhizées présentent une activité plus élevée des enzymes antioxydantes telles que la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT), la peroxydase (POD) et l'ascorbate peroxydase (APX). Cette augmentation permet une élimination plus efficace des ROS et réduit les dommages cellulaires liés au stress salin (**Hashem et al., 2018 ; Chandrasekaran et al., 2019**).

Les mycorhizes stimulent également la production d'antioxydants non enzymatiques tels que le glutathion, l'acide ascorbique, les caroténoïdes et divers composés phénoliques. L'ensemble de ces mécanismes contribue à maintenir l'intégrité des membranes cellulaires et la stabilité métabolique (**Begum et al., 2019**).

I.10.8 Production de glomaline et amélioration des propriétés du sol

Les champignons mycorhiziens produisent une glycoprotéine particulière appelée glomaline. Cette substance joue un rôle essentiel dans la stabilité structurale du sol. Elle agit comme un ciment biologique qui favorise l'agrégation des particules minérales et organiques (**Rillig, 2004 ; Singh et al., 2023**).

Dans les sols salins, la glomaline contribue à améliorer la porosité, la stabilité des agrégats et l'infiltration de l'eau. Ces améliorations réduisent les effets négatifs de la salinité sur les propriétés physiques du sol et favorisent le développement racinaire (**Singh et al., 2023 ; Dar et al., 2023**).

L'augmentation de la stabilité structurale facilite également le lessivage des sels hors de la zone racinaire et contribue à la restauration progressive des sols dégradés par la salinisation (**Rillig, 2004 ; Dar et al., 2023**).

I.10.9 Applications agronomiques des mycorhizes dans les sols salins

L'utilisation d'inoculum mycorhiziens constitue aujourd'hui une stratégie prometteuse pour l'agriculture durable dans les régions affectées par la salinité. De nombreux essais réalisés sur le blé, l'orge, le maïs, la tomate, le riz, le pois chiche et diverses cultures horticoles montrent une amélioration significative de la croissance et du rendement après inoculation mycorhizienne (**Begum et al., 2019 ; Dar et al., 2023**).

Les mycorhizes peuvent être utilisées seules ou en combinaison avec d'autres microorganismes bénéfiques tels que les bactéries promotrices de croissance (PGPR). Cette approche permet de réduire l'utilisation des engrais chimiques et d'améliorer la résilience des systèmes agricoles face à la dégradation des sols (**Dar et al., 2023 ; Wahab et al., 2023**).

Enfin, les champignons mycorhiziens sont aujourd'hui considérés comme des outils biologiques majeurs dans les programmes de réhabilitation des sols salins et de restauration écologique des terres dégradées. Leur capacité à améliorer simultanément la nutrition, l'hydratation, la protection antioxydante et la qualité du sol explique l'intérêt croissant qu'ils suscitent dans les recherches agronomiques récentes (**Begum et al., 2019 ; Dar et al., 2023**).

Afin de résumer les principaux mécanismes impliqués dans la tolérance des plantes mycorhizées au stress salin, le (**Tableau. 03**) suivant présente les effets majeurs de la salinité et les réponses apportées par la symbiose mycorhizienne.

Tableau 3: Principaux mécanismes par lesquels les mycorhizes améliorent la tolérance des plantes au stress salin (**Begum et al., 2019 ; Evelin et al., 2019 ; Dar et al., 2023**).

Effets de la salinité sur les plantes	Actions des mycorhizes arbusculaires
Stress hydrique et diminution de l'absorption d'eau	Extension du réseau d'hyphes et amélioration de l'acquisition de l'eau
Toxicité des ions Na^+ et Cl^-	Réduction de l'accumulation de Na^+ et maintien d'un rapport K^+/Na^+ favorable

Effets de la salinité sur les plantes	Actions des mycorhizes arbusculaires
Carences nutritionnelles (P, N, K, Ca, Mg)	Augmentation de l'absorption et du transport des éléments nutritifs
Déséquilibre osmotique	Accumulation d'osmolytes compatibles (proline, sucres solubles, glycine bêtaïne)
Stress oxydatif	Activation des enzymes antioxydantes (SOD, CAT, APX, POD)
Réduction de la photosynthèse	Maintien de la teneur en chlorophylle et amélioration de l'efficacité photosynthétique
Dégradation de la structure du sol	Production de glomaline et amélioration de l'agrégation des particules du sol
Baisse de croissance et de rendement	Amélioration de la biomasse, de la croissance et de la productivité des cultures

Chapitre II :

Partie Expérimentale

II. 1. Site d'étude

La commune de Terga est située dans la wilaya d'Aïn Témouchent, au nord-ouest de l'Algérie, et relève administrativement de la daïra d'El Malah (**Figure 8**). Elle est localisée à environ 15 km au nord-est du chef-lieu de la wilaya d'Aïn Témouchent. Les coordonnées géographiques de la commune sont approximativement de 35°25' N de latitude et 1°10' O de longitude.

La commune de Terga couvre une superficie d'environ 65 km² et fait partie de la zone côtière de la wilaya d'Aïn Témouchent. Elle est connue pour son activité agricole ainsi que pour son littoral méditerranéen, notamment la plage de Terga, qui constitue l'un des principaux sites touristiques de la région.

Le climat de la région est de type méditerranéen semi-aride, caractérisé par des étés chauds et secs et des hivers doux et relativement humides. Les précipitations sont principalement concentrées durant la période automnale et hivernale, tandis que les températures élevées et l'évaporation importante observées en été favorisent l'accumulation des sels dans les horizons superficiels du sol. Ces conditions climatiques font de cette région un milieu favorable à l'étude des interactions entre la salinité des sols et les champignons mycorhiziens arbusculaires.

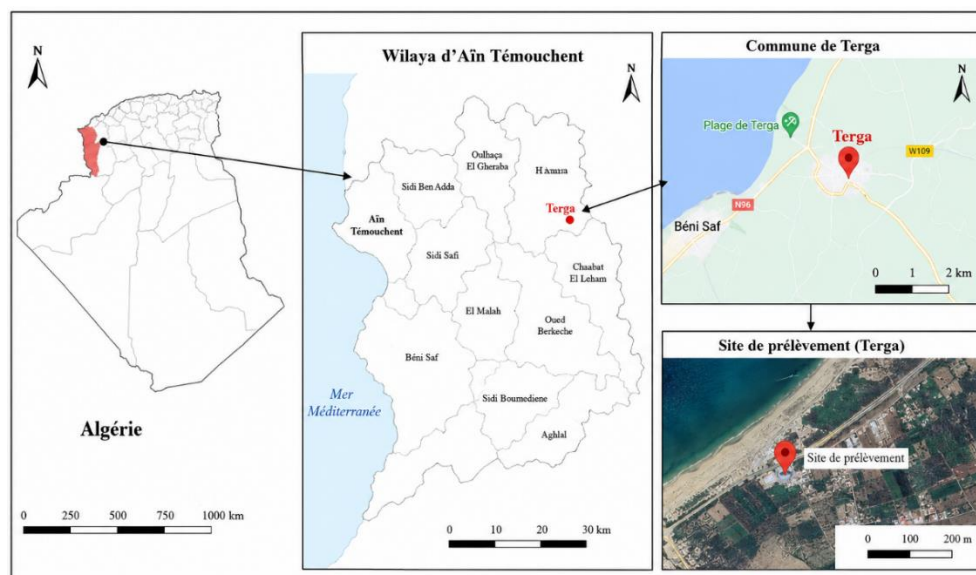


Figure 9 : Carte de localisation du site d'échantillonnage de Terga, wilaya d'Aïn Témouchent, Algérie (Google Maps et Google Earth Pro (2026)).

II.2. L'échantillonnage

Les échantillons de sol ont été prélevés au niveau du site d'étude de Terga dans la rhizosphère de *Salicornia spp.* Les prélèvements ont été réalisés dans la couche superficielle du sol (0–30 cm de profondeur), correspondant à l'horizon le plus actif sur les plans biologique, microbiologique et racinaire.

Après leur collecte, les échantillons de sol ont été transportés au laboratoire dans des sachets appropriés afin de préserver leurs caractéristiques physicochimiques et biologiques (**Figure 9**). Les sols ont ensuite 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 échantillons ont été homogénéisés puis séchés à température ambiante en les étalant en couches minces pendant plusieurs jours. Une fois séchés, ils ont été conservés dans des sachets en plastique hermétiquement fermés jusqu'à leur utilisation pour les différentes analyses.

Parallèlement, des prélèvements racinaires ont été effectués aux mêmes points d'échantillonnage que ceux du sol rhizosphérique de *Salicornia spp.* Les racines récoltées ont été soigneusement débarrassées de l'excès de sol, puis placées dans des sachets en plastique et conservées au réfrigérateur à une température de 4 °C jusqu'à leur utilisation pour les analyses de la colonisation mycorhizienne.

Les échantillons de sol ont été utilisés pour la détermination des caractéristiques physicochimiques, l'isolement et le dénombrement des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), ainsi que pour l'évaluation du potentiel mycorhizogène du sol. Les échantillons racinaires ont servi à la mise en évidence et à l'évaluation du taux de colonisation mycorhizienne de *Salicornia spp.*



Figure 10: Échantillons de sol prélevés sur le site d'étude de Terga et conditionnés dans des sachets en plastique.

II.3. Analyses physico- chimiques de sol

II.3.1. Le pH

La mesure du pH du sol a été réalisée selon la méthode électrométrique décrite par **Mathieu et Pieltain (2009)**, à l'aide d'un pH-mètre de laboratoire. Pour cette analyse, 10 g de sol fin préalablement tamisé ont été introduits dans un bécher, puis 50 mL d'eau distillée ont été ajoutés afin d'obtenir une suspension sol/eau au rapport 1/5 (m/v).

Le mélange a été homogénéisé à l'aide d'un agitateur pendant 30 minutes afin de favoriser les échanges entre les particules du sol et la solution aqueuse. Après agitation, la suspension a été laissée au repos pendant quelques minutes pour permettre la décantation des particules les plus grossières. La solution surnageante a ensuite été filtrée et recueillie dans un erlenmeyer.

L'électrode du pH-mètre, préalablement étalonnée, a été immergée dans le filtrat, puis la valeur du pH a été relevée dès la stabilisation de l'affichage. Cette mesure permet de déterminer le degré d'acidité ou d'alcalinité du sol et constitue un paramètre essentiel pour l'évaluation de ses propriétés chimiques et de sa fertilité (**Figure 10**).

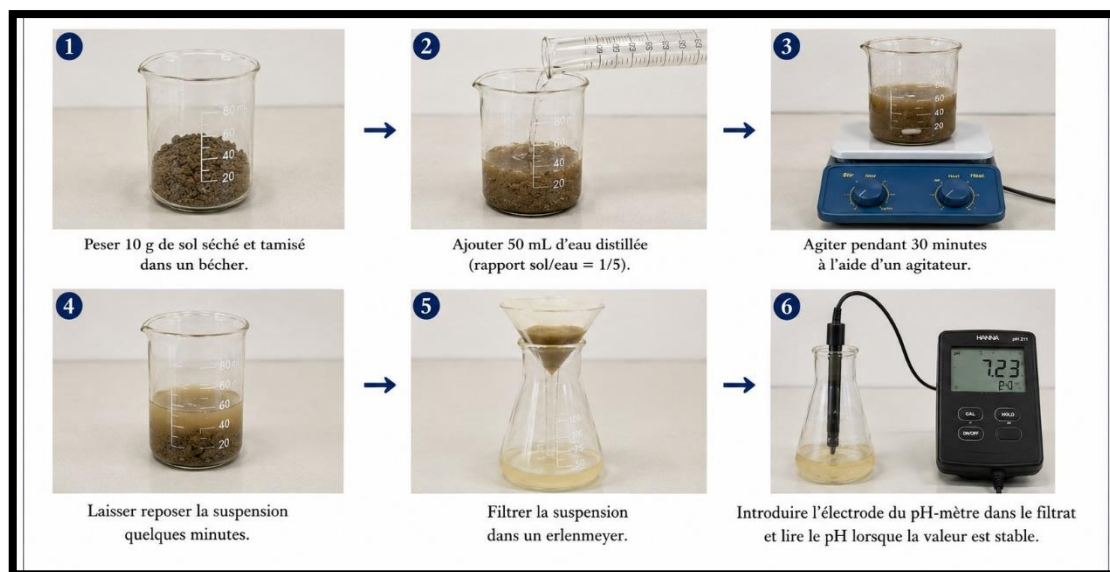


Figure 11 : Protocole de mesure du pH du sol.

II.3.2. Conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique (CE) du sol a été déterminée afin d'évaluer sa salinité globale, laquelle correspond à la concentration totale des sels solubles présents dans la solution du sol. Cette mesure constitue un indicateur important de l'état de salinisation des sols et dépend à la fois de la quantité et de la nature des sels dissous (**Guessoum, 2001**).

Pour cette analyse, 10 g de sol fin préalablement tamisé ont été placés dans un pilulier d'agitation, puis 50 mL d'eau distillée ont été ajoutés afin d'obtenir une suspension sol/eau au rapport 1/5 (m/v). Le mélange a été soumis à une agitation mécanique pendant 30 minutes afin de favoriser la dissolution des sels solubles. Après agitation, la suspension a été laissée au repos pendant quelques minutes, puis filtrée dans un erlenmeyer.

La conductivité électrique a ensuite été mesurée à l'aide d'un conductimètre dont l'électrode a été plongée dans le filtrat. La valeur affichée après stabilisation de l'appareil a été enregistrée et exprimée en dS m^{-1} . Cette mesure permet d'estimer le niveau de salinité du sol et d'évaluer son influence potentielle sur la croissance et le développement des plantes (**Figure 11**). (**Mathieu ; Pielain, 2009**).

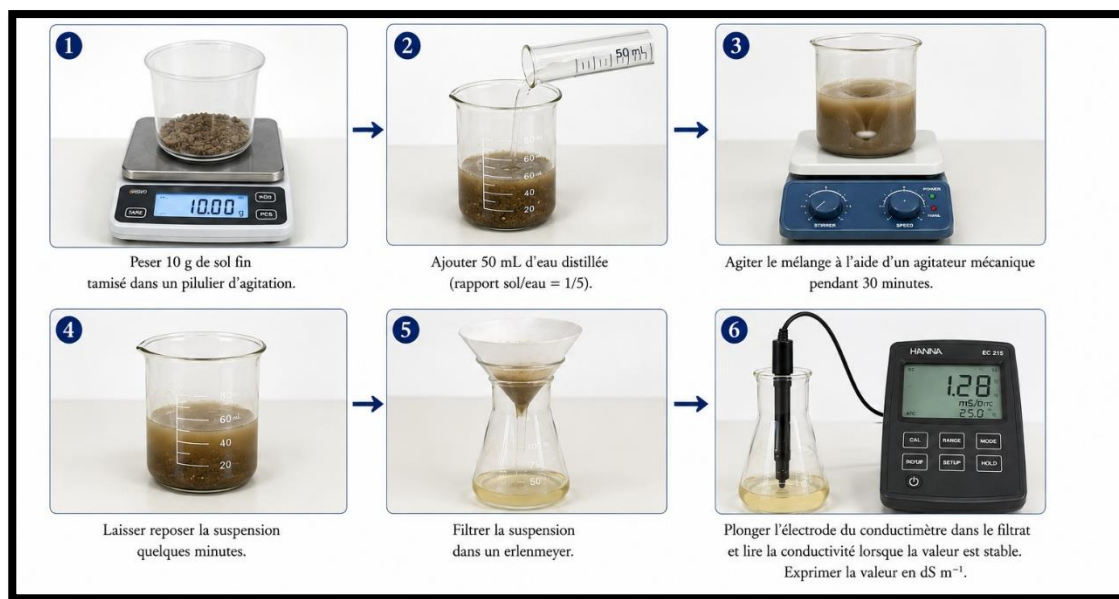


Figure 12: Étapes de la mesure de la conductivité électrique du sol par la méthode conductimétrique.

II.3.3. Évaluation du degré de salinité des échantillons de sol

Le degré de salinité des échantillons de sol a été évalué à partir des valeurs de conductivité électrique (CE) obtenues sur les extraits aqueux sol/eau. La conductivité électrique constitue un indicateur direct de la concentration totale des sels solubles présents dans le sol et permet de classer les sols selon leur niveau de salinisation.

Après la mesure de la CE à l'aide d'un conductimètre, les résultats ont été exprimés en dS m^{-1} puis interprétés selon les seuils de classification couramment utilisés en pédologie. Les sols présentant une conductivité électrique inférieure à 2 dS m^{-1} sont considérés comme non salins, tandis que ceux dont la CE est comprise entre 2 et 4 dS m^{-1} sont légèrement salins. Les sols ayant une CE comprise entre 4 et 8 dS m^{-1} sont classés comme modérément salins, alors que les valeurs supérieures à 8 dS m^{-1} indiquent une forte salinité susceptible d'affecter significativement la croissance des plantes.

L'interprétation des résultats obtenus a permis d'évaluer l'intensité de la salinisation des échantillons étudiés et son éventuelle influence sur les propriétés biologiques et physicochimiques du sol.

II.4. Coloration des racines mycorhizées

La mise en évidence de la colonisation mycorhizienne a été réalisée selon la méthode de coloration des racines décrite par **Phillips et Hayman (1970)**. Cette technique permet d'observer au microscope optique les différentes structures fongiques présentes dans les tissus racinaires, notamment les hyphes, les arbuscules et les vésicules.

Les racines prélevées ont été soigneusement lavées à l'eau du robinet afin d'éliminer les particules de sol adhérentes. Les racines les plus fines ont ensuite été sélectionnées puis découpées en fragments d'environ 1 cm de longueur.

Les fragments racinaires ont été placés dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 10 % et incubés à 90 °C pendant 35 minutes afin d'éclaircir les tissus et d'éliminer leur contenu cytoplasmique. Après ce traitement, les racines ont été abondamment rincées à l'eau distillée puis immergées dans une solution d'acide chlorhydrique (HCl) à 1 % pendant 5 minutes à température ambiante afin de neutraliser l'excès de potasse et favoriser la fixation du colorant.

Les racines éclaircies ont ensuite été colorées dans une solution de bleu de Trypan à 0,05 % préparée dans l'acto-glycérol pendant 15 minutes à 90 °C. Après coloration, elles ont été rincées à l'eau distillée afin d'éliminer l'excès de colorant puis conservées dans une solution d'acto-glycérol composée de 25 % d'acide lactique, 25 % de glycérol et 50 % d'eau distillée.

Pour l'observation microscopique, les fragments colorés ont été disposés parallèlement sur des lames de microscope à raison d'environ dix fragments par lame. Les préparations ont été montées dans du glycérol puis recouvertes d'une lamelle. Les observations ont été réalisées à l'aide d'un microscope optique aux grossissements $\times 10$ et $\times 40$ (**Figure 12**).

La présence de structures fongiques colorées en bleu foncé à l'intérieur des tissus racinaires a été considérée comme un indicateur de la colonisation mycorhizienne.

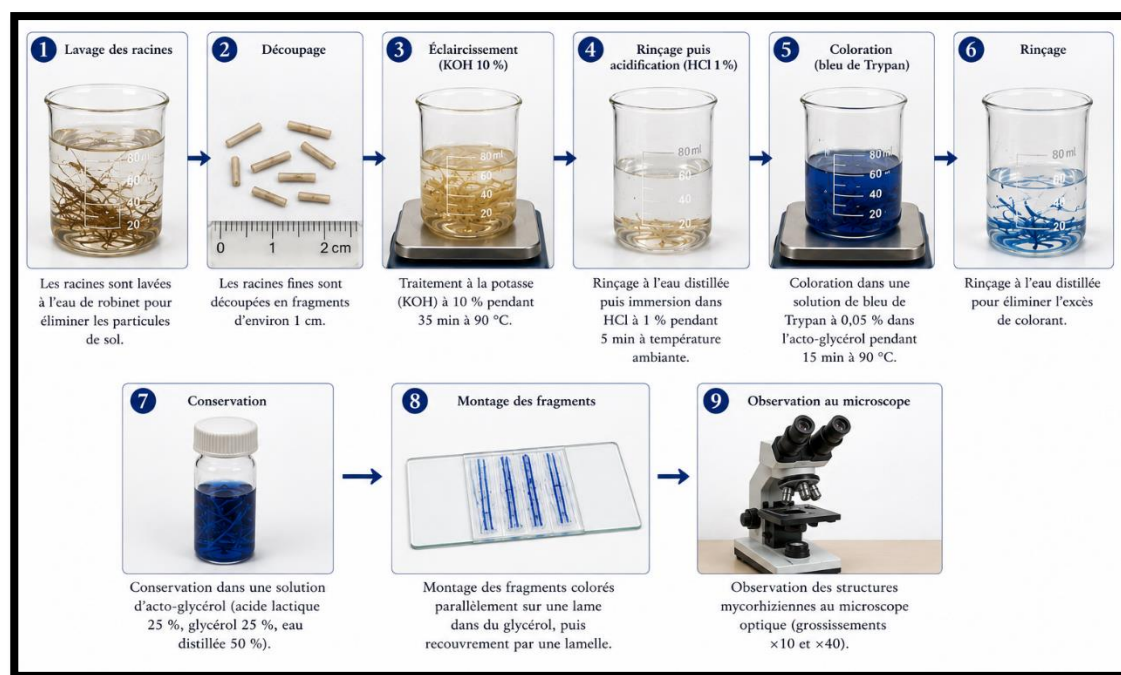


Figure 13: Étapes de coloration des racines mycorhizées selon la méthode de **Phillips et Hayman (1970)**.

II.5. Extraction et observation des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA)

L'extraction des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) a été réalisée selon la méthode de tamisage humide décrite par **Gerdemann et Nicolson (1963)**.

Pour chaque échantillon, 100 g de sol rhizosphérique ont été mélangés à 500 mL d'eau distillée puis agités pendant environ 3 minutes afin de disperser les particules du sol. La suspension obtenue a été laissée au repos pendant 30 secondes pour permettre la décantation des particules les plus lourdes.

Le surnageant a ensuite été filtré successivement à travers une série de tamis de mailles décroissantes (500 μm , 250 μm et 45 μm). Cette opération a été répétée trois fois afin de maximiser la récupération des spores. Les résidus retenus sur les tamis de 250 μm et 45 μm ont été récupérés et remis en suspension dans de l'eau distillée.

Afin de purifier et concentrer les spores, la suspension obtenue a été transférée dans des tubes de centrifugation contenant une solution de saccharose à 60 %. Les échantillons ont ensuite été centrifugés à 1400 tours par minute pendant 5 minutes. Après centrifugation, le

surnameant contenant les spores a été récupéré puis filtré à travers des tamis de 250 μm et 45 μm afin d'éliminer le saccharose et les particules résiduelles.

Les spores extraites ont été recueillies dans des boîtes de Pétri contenant une faible quantité d'eau distillée puis observées et dénombrées à l'aide d'une loupe binoculaire. L'identification préliminaire a été basée sur les caractéristiques morphologiques des spores telles que la taille, la forme, la couleur et l'épaisseur de la paroi (**Figure 13**).

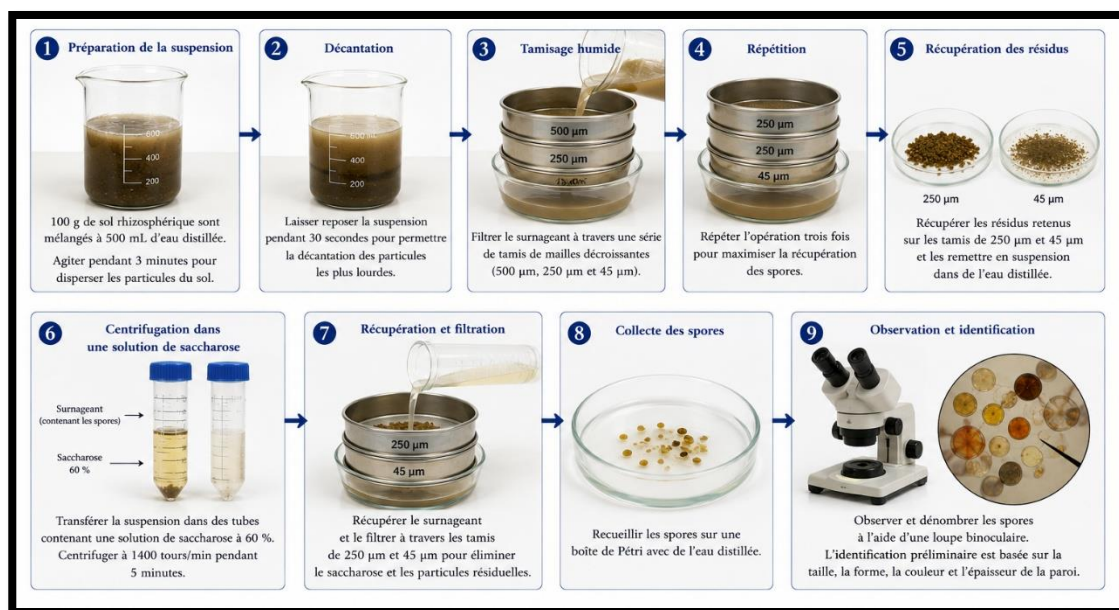


Figure 14 : Étapes d'extraction des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires par tamisage humide.

II.6. Résultats et discussion

II.6.1. pH du sol

Les valeurs du pH mesurées dans les échantillons de sol sont présentées dans le **Tableau 4**. Le pH du sol rhizosphérique est passé de 8,83 avant sédimentation à 8,28 après sédimentation, tandis que celui du sol nu a diminué de 8,55 à 8,27 après sédimentation. Les deux échantillons présentent donc un pH supérieur à 8, indiquant un caractère alcalin marqué. Le pH le plus élevé a été observé dans le sol rhizosphérique avant sédimentation (8,83), alors que les valeurs obtenues après sédimentation sont relativement proches entre les deux types de sols (8,27–8,28).

Tableau 4: Variation du pH des échantillons de sol avant et après sédimentation

Échantillon	pH avant sédimentation	pH après sédimentation
Sol rhizosphérique	8,83	8,28
Sol nu	8,55	8,27

Les résultats obtenus révèlent que les sols étudiés présentent une réaction alcaline. Selon la classification des sols affectés par les sels, les valeurs de pH supérieures à 8 traduisent généralement la présence d'ions carbonates et bicarbonates ainsi qu'une influence importante du sodium échangeable dans le complexe adsorbant. Dans les régions arides et semi-arides, l'alcalinité est fréquemment associée aux phénomènes de salinisation et de sodisation résultant d'une forte évaporation et d'un faible lessivage des sels (**Rengasamy, 2010 ; FAO, 2024**).

La valeur plus élevée observée dans le sol rhizosphérique avant sédimentation (pH = 8,83) pourrait être liée à l'activité biologique de la rhizosphère ainsi qu'à l'accumulation locale de certains ions alcalins dans la zone racinaire. La rhizosphère constitue en effet une zone d'interactions intenses entre les racines, les microorganismes et les constituants du sol, pouvant influencer les propriétés chimiques locales (**Marschner, 2012 ; Smith & Read, 2008**).

Après sédimentation, les valeurs de pH diminuent légèrement dans les deux échantillons pour atteindre respectivement 8,28 et 8,27. Cette diminution peut s'expliquer par la décantation des particules colloïdales et des matières en suspension susceptibles d'influencer la mesure électrométrique. Les valeurs obtenues après clarification reflètent généralement plus fidèlement le pH de la solution du sol (**Mathieu & Pielain, 2009 ; Sparks, 2003**).

Les valeurs enregistrées après sédimentation demeurent toutefois caractéristiques de sols alcalins. À ces niveaux de pH, la disponibilité de plusieurs éléments nutritifs essentiels tels que le phosphore, le fer, le zinc, le cuivre et le manganèse peut être réduite en raison de leur précipitation sous des formes peu solubles. Cette situation peut provoquer des déséquilibres nutritionnels et limiter le développement des plantes malgré la présence de ces éléments dans le sol (Rengasamy, 2010 ; Marschner, 2012).

Par ailleurs, les sols présentant un pH supérieur à 8,5 sont souvent associés à des conditions sodiques pouvant entraîner une dégradation de la structure du sol, une diminution de la perméabilité ainsi qu'une réduction de l'activité biologique. Bien que les valeurs observées après sédimentation soient légèrement inférieures à ce seuil, les résultats obtenus suggèrent néanmoins une tendance à l'alcalinité qui mérite d'être prise en considération dans l'évaluation de la qualité du sol étudié (Rengasamy, 2010 ; Qadir *et al.*, 2014).

Dans l'ensemble, les résultats indiquent que les sols de Terga présentent un caractère alcalin marqué. Cette alcalinité est cohérente avec les conditions climatiques de la région côtière semi-aride, caractérisées par une évaporation importante favorisant l'accumulation des sels et l'augmentation du pH du sol. (FAO, 2024 ; Shokri *et al.*, 2024).

II.6.2. Conductivité électrique (CE)

Les valeurs de la conductivité électrique mesurées dans les échantillons de sol sont présentées dans le **Tableau 5**. La conductivité électrique du sol rhizosphérique est passée de 3,780 dS m⁻¹ avant sédimentation à 3,673 dS m⁻¹ après sédimentation, tandis que celle du sol nu est passée de 2,599 dS m⁻¹ à 2,681 dS m⁻¹ après sédimentation.

Les résultats montrent que la conductivité électrique est plus élevée dans le sol rhizosphérique que dans le sol nu, aussi bien avant qu'après sédimentation. La légère diminution observée dans le sol rhizosphérique après sédimentation contraste avec la faible augmentation enregistrée dans le sol nu.

Tableau 5: Valeurs de la conductivité électrique (CE) des sols rhizosphérique et nu avant et après sédimentation.

Type de sol	CE avant sédimentation (dS m ⁻¹)	CE après sédimentation (dS m ⁻¹)
Sol rhizosphérique	3,780	3,673
Sol nu	2,599	2,681

La conductivité électrique constitue un indicateur direct de la concentration totale en sels solubles présents dans la solution du sol. Plus la valeur de la CE est élevée, plus la teneur en sels dissous est importante. Selon la classification de l'USDA, les sols sont généralement considérés comme salins lorsque la conductivité électrique de l'extrait de pâte saturée dépasse 4 dS m⁻¹. Les valeurs obtenues dans cette étude demeurent légèrement inférieures à ce seuil mais traduisent néanmoins une accumulation relativement importante de sels solubles (**Rengasamy, 2010 ; FAO, 2024**).

Les valeurs plus élevées observées dans le sol rhizosphérique pourraient être attribuées à l'accumulation des ions dans la zone d'influence racinaire. La rhizosphère constitue un milieu particulièrement actif où les échanges entre les racines, les microorganismes et la solution du sol modifient localement les propriétés physicochimiques. Les exsudats racinaires ainsi que les phénomènes d'absorption sélective des nutriments peuvent influencer la répartition des sels dans cette zone (**Smith & Read, 2008 ; Marschner, 2012**).

La faible variation observée après sédimentation indique que les sels dissous sont principalement présents dans la phase liquide du sol. La légère diminution de la CE dans le sol rhizosphérique peut être liée à la décantation d'une partie des particules fines porteuses d'ions adsorbés, tandis que la légère augmentation enregistrée dans le sol nu pourrait résulter d'une meilleure homogénéisation de la solution après repos. Ces différences restent cependant relativement faibles et traduisent une stabilité globale de la salinité mesurée (**Mathieu & Pielain, 2009**).

Les valeurs obtenues suggèrent que les sols étudiés sont soumis à une influence saline modérée. Dans les zones côtières et semi-arides, comme la région de Terga, l'accumulation des sels est favorisée par une forte évaporation, une faible pluviométrie et parfois par l'influence des

embruns marins. Ces conditions environnementales limitent le lessivage des sels et favorisent leur concentration dans les horizons superficiels du sol (**Rengasamy, 2006 ; FAO, 2024**).

Une augmentation de la salinité du sol peut réduire la disponibilité de l'eau pour les plantes en raison de l'abaissement du potentiel osmotique de la solution du sol. Même lorsque l'eau est présente, les racines doivent exercer un effort supplémentaire pour l'absorber, ce qui peut entraîner un ralentissement de la croissance et une diminution de la productivité végétale. Ce phénomène est connu sous le nom de sécheresse physiologique (**Munns & Tester, 2008 ; Isayenkov & Maathuis, 2019**).

Dans l'ensemble, les résultats obtenus montrent que le sol rhizosphérique présente une salinité légèrement plus élevée que le sol nu. Bien que les valeurs mesurées demeurent inférieures au seuil généralement utilisé pour définir un sol salin, elles témoignent néanmoins d'une accumulation notable de sels susceptibles d'influencer le fonctionnement biologique du sol et le développement des plantes dans l'écosystème étudié (**Rengasamy, 2010 ; Qadir et al., 2014**).

II.6.3. Évaluation du degré de salinité des échantillons de sol

Les résultats présentés dans le **Tableau 6** montrent que la salinité est plus élevée dans le sol rhizosphérique que dans le sol nu. Avant sédimentation, la salinité atteint 37,52 % dans le sol rhizosphérique contre 27,77 % dans le sol nu. Après sédimentation, une légère diminution est observée dans le sol rhizosphérique (36,71 %), tandis qu'une faible augmentation est enregistrée dans le sol nu (28,38 %).

Dans l'ensemble, les valeurs obtenues indiquent une accumulation importante des sels dans les deux échantillons, avec une concentration plus marquée dans la rhizosphère de *Salicornia spp.*

Tableau 6: Valeurs de la salinité des sols rhizosphérique et nu avant et après sédimentation.

Paramètre	Sol rhizosphérique	Sol nu
Salinité avant sédimentation (%)	37,52	27,77
Salinité après sédimentation (%)	36,71	28,38

Les fortes valeurs de salinité enregistrées traduisent la présence d'une importante quantité de sels solubles dans les sols étudiés. Cette situation est caractéristique des zones côtières

et des milieux soumis à une forte évaporation, où les sels dissous s'accumulent progressivement dans les horizons superficiels du sol (**Rengasamy, 2010 ; FAO, 2024**).

La salinité plus élevée observée dans le sol rhizosphérique pourrait être liée à la présence de *Salicornia spp.*, plante halophyte capable de se développer dans des environnements fortement salés. Les halophytes modifient les caractéristiques physicochimiques de leur rhizosphère par leurs exsudats racinaires et par leurs mécanismes d'absorption sélective des ions, ce qui peut influencer localement la répartition des sels dans le sol (**Flowers & Colmer, 2008 ; Ventura et al., 2015**).

La légère diminution de la salinité observée après sédimentation dans le sol rhizosphérique pourrait être attribuée à la décantation de certaines particules fines associées à des ions adsorbés. En revanche, l'augmentation observée dans le sol nu reste faible et peut être liée à l'homogénéisation de la solution lors du traitement des échantillons (**Mathieu & Pielain, 2009**).

Des niveaux élevés de salinité entraînent généralement une réduction du potentiel osmotique de la solution du sol, limitant ainsi l'absorption de l'eau par les racines. Cette contrainte provoque un stress osmotique susceptible d'affecter la croissance végétale, la nutrition minérale et l'activité biologique du sol (**Munns & Tester, 2008 ; Isayenkov & Maathuis, 2019**).

La présence naturelle de *Salicornia spp.* sur le site étudié confirme cependant l'existence d'une végétation adaptée aux conditions de forte salinité. Cette espèce est reconnue pour sa capacité à tolérer et parfois à accumuler des concentrations élevées de sels dans ses tissus, ce qui lui permet de coloniser des habitats où la majorité des plantes glycophytes ne peuvent survivre (**Flowers et al., 2015 ; Ventura et al., 2015**).

II.6.4. Coloration des racines mycorhizées

L'observation microscopique des fragments racinaires colorés au bleu de Trypan a mis en évidence la présence de structures fongiques caractéristiques des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Les racines observées présentent une coloration bleu foncé traduisant la présence d'hyphes fongiques intracellulaires et intercellulaires au niveau des tissus corticaux (**Figure 14**). Cette coloration confirme l'existence d'une symbiose mycorhizienne entre les CMA présents dans le sol et les racines de *Salicornia spp.*.

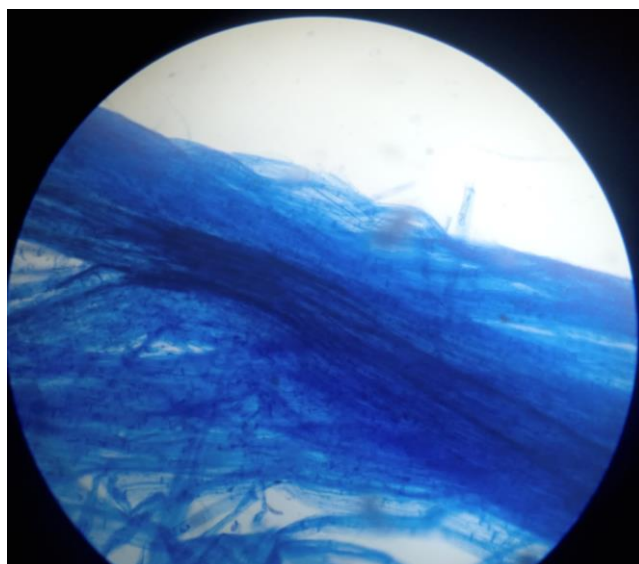


Figure 15: Observation microscopique de la colonisation mycorhizienne des racines de *Salicornia* spp. après coloration au bleu de Trypan ($\times 40$).

La présence de ces structures mycorhiziennes indique que les champignons ont colonisé avec succès le système racinaire de la plante malgré les conditions salines du milieu. Les espèces du genre *Salicornia*, connues pour leur adaptation aux environnements salés, entretiennent fréquemment des associations avec les CMA, lesquelles contribuent à améliorer l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs dans les sols soumis à un stress salin élevé (Evelin *et al.*, 2019 ; Begum *et al.*, 2019).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires jouent un rôle important dans la tolérance des plantes halophytes à la salinité en améliorant le statut hydrique, l'acquisition du phosphore et le maintien de l'équilibre ionique. Leur présence dans les racines observées suggère que la mycorhization pourrait constituer un mécanisme biologique contribuant à l'adaptation de *Salicornia* spp. aux conditions environnementales de la région de Terga (Smith & Read, 2008 ; Dar *et al.*, 2023).

II.6.5. Extraction et observation des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA)

L'extraction des spores par la méthode du tamisage humide suivie d'une centrifugation au saccharose a permis d'isoler plusieurs spores appartenant aux champignons mycorhiziens arbusculaires. L'observation sous loupe binoculaire a révélé la présence de spores de forme sphérique à sub-sphérique présentant une coloration brun jaunâtre caractéristique des CMA (Figure 15).



Figure 16 : Observation microscopique d'une spore de champignon mycorhizien arbusculaire extraite du sol rhizosphérique de *Salicornia spp.*.

La présence de spores viables dans les échantillons de sol témoigne de l'existence d'un potentiel mycorhizogène actif au niveau du site étudié. Les spores constituent les principaux organes de dissémination et de survie des champignons mycorhiziens dans le sol. Leur abondance reflète généralement l'activité biologique du réseau mycélien et la capacité du sol à assurer la colonisation des plantes hôtes (**Brundrett *et al.*, 1996 ; Smith & Read, 2008**).

Dans les environnements salins, plusieurs études ont montré que certaines espèces de CMA peuvent maintenir une production importante de spores malgré les contraintes osmotiques imposées par l'accumulation des sels. Cette adaptation favorise la persistance des populations mycorhiziennes et contribue à la résilience des écosystèmes côtiers et halophiles (**Evelin *et al.*, 2009 ; Begum *et al.*, 2019 ; Dar *et al.*, 2023**).

II.6.6. Dénombrement des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA)

Les résultats du dénombrement des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires présentés dans le **Tableau 7**, montrent une variabilité importante entre les différents échantillons analysés.

Les densités observées varient de 30 à 131 spores selon le type de sol et l'échantillon considéré. Les valeurs les plus élevées ont été enregistrées dans le sol rhizosphérique, avec 131 spores pour l'échantillon E01 et 41 spores pour l'échantillon E02. À l'inverse, le sol nu présente des densités plus faibles, soit 52 spores pour l'échantillon E01 et 30 spores pour l'échantillon E02. Ces

résultats indiquent que la présence du couvert végétal favorise le développement des communautés mycorhiziennes dans le sol.

Tableau 7: Densité des spores de CMA dans les échantillons de sol étudiés.

Type de sol	Échantillon	Nombre de spores
Sol nu	E01	52
Sol nu	E02	30
Sol rhizosphérique	E01	131
Sol rhizosphérique	E02	41

L'abondance plus importante des spores dans le sol rhizosphérique s'explique par l'influence directe des exsudats racinaires qui stimulent la germination des spores, la croissance des hyphes et la multiplication des CMA. Les racines constituent également une source permanente de carbone indispensable au développement du champignon symbiotique (**Smith & Read, 2008 ; Begum et al., 2019**).

Les faibles densités observées dans le sol nu peuvent être attribuées à l'absence de plante hôte permettant le maintien actif de la symbiose. Dans ces conditions, les champignons mycorhiziens survivent principalement sous forme de spores de résistance, ce qui limite leur multiplication et leur activité biologique (**Brundrett et al., 1996 ; Oehl et al., 2003**).

La forte densité observée dans l'échantillon rhizosphérique E01 (131 spores) suggère l'existence d'un potentiel mycorhizogène élevé au niveau du site étudié. Cette abondance pourrait constituer un avantage écologique important pour *Salicornia spp.* en favorisant l'acquisition des nutriments, le maintien de l'équilibre ionique et l'amélioration de la tolérance au stress salin (**Evelin et al., 2019 ; Dar et al., 2023 ; Wahab et al., 2023**).

Conclusion

Conclusion

La salinité des sols constitue aujourd'hui l'une des principales contraintes environnementales limitant la productivité agricole à l'échelle mondiale, particulièrement dans les régions arides et semi-arides.

L'accumulation excessive des sels dans le sol entraîne des modifications importantes des propriétés physiques, chimiques et biologiques du milieu, affectant directement la croissance, le développement et la productivité des plantes. Face à cette problématique croissante, la recherche de solutions biologiques durables apparaît comme une nécessité pour préserver les ressources en sols et assurer une agriculture plus résiliente.

Le présent travail a été consacré à l'étude des caractéristiques physicochimiques des sols de la région de Terga ainsi qu'à l'évaluation de leur potentiel mycorhizien. Les analyses réalisées ont révélé un pH alcalin dans les différents échantillons étudiés, caractéristique fréquemment observée dans les sols salins et littoraux. Les valeurs de conductivité électrique obtenues indiquent une salinité modérée à élevée, confirmant l'existence d'un environnement soumis à une accumulation importante de sels solubles. Les mesures de salinité ont également mis en évidence une concentration élevée en sels, particulièrement au niveau du sol rhizosphérique.

L'observation microscopique des racines colorées a permis de mettre en évidence la présence de structures mycorhiziennes caractéristiques, attestant l'établissement d'une symbiose entre les champignons mycorhiziens arbusculaires et la plante halophyte *Salicornia spp.*. Cette colonisation racinaire témoigne de l'adaptation de ces microorganismes aux conditions environnementales contraignantes du site étudié.

Par ailleurs, l'extraction et le dénombrement des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires ont montré une abondance plus importante dans le sol rhizosphérique que dans le sol nu. Cette différence souligne l'influence positive de la présence des racines sur le développement des communautés mycorhiziennes et confirme l'existence d'un potentiel mycorhizogène actif au niveau du site de Terga.

Les résultats obtenus mettent en évidence l'importance écologique des champignons mycorhiziens arbusculaires dans les milieux salins. En améliorant l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs, en favorisant le maintien de l'équilibre ionique et en renforçant les

mécanismes de tolérance au stress salin, ces microorganismes constituent un levier biologique prometteur pour l'amélioration de la productivité végétale dans les sols dégradés par la salinité.

En perspective, des études complémentaires portant sur l'identification moléculaire des espèces mycorhiziennes présentes, l'évaluation quantitative de la colonisation racinaire ainsi que les essais d'inoculation contrôlée permettraient de mieux comprendre le rôle fonctionnel des CMA dans les écosystèmes salins de l'Ouest algérien. Ces travaux pourraient contribuer au développement de stratégies de gestion durable des sols salins et à la valorisation des ressources microbiologiques locales dans les programmes de restauration des terres dégradées.

Références Bibliographiques

Références Bibliographiques

- Akiyama, K., Matsuzaki, K., & Hayashi, H. (2005). Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature*, 435(7043), 824–827. <https://doi.org/10.1038/nature03608>
- Acosta-Motos, J. R., Ortuño, M. F., Bernal-Vicente, A., Diaz-Vivancos, P., Sanchez-Blanco, M. J., & Hernandez, J. A. (2017). Plant responses to salt stress: Adaptive mechanisms. *Agronomy*, 7(1), 18. <https://doi.org/10.3390/agronomy7010018>
- Ashraf, M., & Foolad, M. R. (2007). Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, 59(2), 206–216. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.12.006>
- Augé, R. M. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11(1), 3–42. <https://doi.org/10.1007/s005720100097>
- Balasubramaniam, P., Venkatesan, K., & Kumar, S. (2023). Salt stress responses and tolerance mechanisms in plants. *Plants*, 12(8), 1546. <https://doi.org/10.3390/plants12081546>
- Begum, N., Qin, C., Ahanger, M. A., Raza, S., Khan, M. I., Ashraf, M., Ahmed, N., & Zhang, L. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation under abiotic stress conditions. *Journal of Plant Growth Regulation*, 38(2), 709–723. <https://doi.org/10.1007/s00344-018-9865-2>
- Bonfante, P., & Anca, I. A. (2009). Plants, mycorrhizal fungi, and bacteria: A network of interactions. *Annual Review of Microbiology*, 63, 363–383. <https://doi.org/10.1146/annurev.micro.091208.073504>
- Bonfante, P., & Genre, A. (2010). Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*, 1, 48. <https://doi.org/10.1038/ncomms1046>
- Brundrett, M. C. (2009). Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants. *Plant and Soil*, 320(1–2), 37–77. <https://doi.org/10.1007/s11104-008-9877-9>
- Brundrett, M. C., & Tedersoo, L. (2018). Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*, 220(4), 1108–1115. <https://doi.org/10.1111/nph.14976>
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., & Malajczuk, N. (1996). *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. ACIAR Monograph 32.

- Bucher, M., Hause, B., Krajinski, F., & Küster, H. (2014). Through the doors of perception to function in arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytologist*, 204(4), 833–840. <https://doi.org/10.1111/nph.12883>
- Cairney, J. W. G., & Meharg, A. A. (2003). Ericoid mycorrhiza: A partnership that exploits harsh edaphic conditions. *European Journal of Soil Science*, 54(4), 735–740. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2389.2003.00540.x>
- Chaganti, V. N., & Crohn, D. M. (2015). Evaluating the relative contribution of exchangeable sodium to soil physical degradation. *Geoderma*, 247–248, 148–158. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2015.02.021>
- Chandrasekaran, M., Boughattas, S., Hu, S., Oh, S. H., & Sa, T. (2019). A meta-analysis of arbuscular mycorrhizal effects on plants grown under salt stress. *Mycorrhiza*, 29(4), 361–376. <https://doi.org/10.1007/s00572-019-00902-6>
- Chaves, M. M., Flexas, J., & Pinheiro, C. (2009). Photosynthesis under drought and salt stress: Regulation mechanisms. *Annals of Botany*, 103(4), 551–560. <https://doi.org/10.1093/aob/mcn125>
- Clemmensen, K. E., Bahr, A., Ovaskainen, O., Dahlberg, A., Ekblad, A., Wallander, H., Stenlid, J., Finlay, R. D., Wardle, D. A., & Lindahl, B. D. (2013). Roots and associated fungi drive long-term carbon sequestration in boreal forest. *Science*, 339(6127), 1615–1618. <https://doi.org/10.1126/science.1231923>
- Dar, M. A., Tahir, I., Rehman, R. U., *et al.* (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi-mediated salinity stress tolerance in plants: Mechanisms and future prospects. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1184234. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1184234>
- Dearnaley, J. D. W., Martos, F., & Selosse, M. A. (2012). Orchid mycorrhizas: Molecular ecology, physiology, evolution and conservation aspects. In B. Hock (Ed.), *The Mycota IX: Fungal Associations* (pp. 207–230). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-642-30826-0_10
- Delaux, P. M., & Gutjahr, C. (2024). The evolution of mycorrhizal symbioses. *Annual Review of Plant Biology*, 75, 1–29.
- Elshaikh, N. A., Liu, Y., & Dong, W. (2018). Soil salinity classification and management. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 18(4), 1027–1042.
- Entry, J. A., Rygiewicz, P. T., Watrud, L. S., & Donnelly, P. K. (2002). Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. *Advances in Environmental Research*, 7(1), 123–138. [https://doi.org/10.1016/S1093-0191\(01\)00109-5](https://doi.org/10.1016/S1093-0191(01)00109-5)

- Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress. *Agronomy for Sustainable Development*, 29(1), 95–106. <https://doi.org/10.1051/agro:2008006>
- Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2019). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. *Annals of Botany*, 124(4), 563–580.
- FAO. (2024). *Global Status of Salt-Affected Soils Report*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Fasusi, O. A., Cruz, C., & Babalola, O. O. (2023). Agricultural sustainability: Harnessing arbuscular mycorrhizal fungi for improved crop productivity and resilience. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1199194. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1199194>
- Field, K. J., Pressel, S., Duckett, J. G., Rimington, W. R., & Bidartondo, M. I. (2020). Symbiotic options for the conquest of land. *Trends in Ecology & Evolution*, 35(5), 376–388. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2019.12.007>
- Floss, D. S., Gomez, S. K., Park, H. J., *et al.* (2017). A transcriptional program for arbuscule degeneration during AM symbiosis. *Nature Plants*, 3, 17141. <https://doi.org/10.1038/nplants.2017.141>
- Flowers, T. J., & Colmer, T. D. (2008). Salinity tolerance in halophytes. *New Phytologist*, 179(4), 945–963. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02531.x>
- Flowers, T. J., & Colmer, T. D. (2015). Plant salt tolerance: Adaptations in halophytes. *Annals of Botany*, 115(3), 327–331. <https://doi.org/10.1093/aob/mcu267>
- Flowers, T. J., Galal, H. K., & Bromham, L. (2015). Evolution of halophytes. *Annals of Botany*, 115(3), 431–442. <https://doi.org/10.1093/aob/mcu267>
- Frey-Klett, P., Garbaye, J., & Tarkka, M. (2007). The mycorrhiza helper bacteria revisited. *New Phytologist*, 176(1), 22–36. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02191.x>
- Gerdemann, J. W., & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 46(2), 235–244. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(63\)80079-0](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(63)80079-0)
- Genre, A., Lanfranco, L., Perotto, S., & Bonfante, P. (2020). Unique and common traits in mycorrhizal symbioses. *Nature Reviews Microbiology*, 18(11), 649–660. <https://doi.org/10.1038/s41579-020-0402-3>
- Gianinazzi, S., Gollotte, A., Binet, M. N., *et al.* (2010). Agroecology: The key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*, 20(8), 519–530. <https://doi.org/10.1007/s00572-010-0333-3>

- Gill, S. S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(12), 909–930. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>
- Guessoum, M. (2001). *Contribution à l'étude de la salinité des sols en zones arides et semi-arides*. Université d'Oran, Algérie.
- Hashem, A., Abd Allah, E. F., Alqarawi, A. A., *et al.* (2018). Arbuscular mycorrhizal fungi and salinity tolerance in plants. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 25(4), 675–682. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.11.014>
- Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. H. M. B., Zulfiqar, F., *et al.* (2024). Reactive oxygen species and antioxidant defense in plants under salinity stress. *Antioxidants*, 13(2), 165.
- Isayenkov, S. V., & Maathuis, F. J. M. (2019). Plant salinity stress: Many unanswered questions remain. *Frontiers in Plant Science*, 10, 80. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00080>
- Jiang, Y., Wang, W., Xie, Q., *et al.* (2017). Plants transfer lipids to sustain colonization by mutualistic mycorrhizal fungi. *Science*, 356(6343), 1172–1175. <https://doi.org/10.1126/science.aam9970>
- Johnson, N. C. (2010). Resource stoichiometry elucidates the structure and function of arbuscular mycorrhizas across scales. *New Phytologist*, 185(3), 631–647. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2009.03110.x>
- Kabir, Z. (2005). Tillage or no-tillage: Impact on mycorrhizae. *Canadian Journal of Plant Science*, 85(1), 23–29. <https://doi.org/10.4141/P03-160>
- Kuyper, T. W., & Jansa, J. (2023). Mycorrhizal fungi and sustainable agriculture. *Current Opinion in Environmental Sustainability*, 62, 101278.
- Lakhdar, A., Hafsi, C., Rabhi, M., *et al.* (2023). Salinity-induced nutrient imbalance in crop plants. *Plant Stress*, 8, 100159.
- Levy, G. J., Shainberg, I., & Letey, J. (2003). Sodic soils. In *Encyclopedia of Soil Science* (pp. 1234–1237). Marcel Dekker.
- Lindahl, B. D., & Tunlid, A. (2015). Ectomycorrhizal fungi – Potential organic matter decomposers, yet not saprotrophs. *New Phytologist*, 205(4), 1443–1447. <https://doi.org/10.1111/nph.13201>
- Luginbuehl, L. H., Menard, G. N., Kurup, S., *et al.* (2017). Fatty acids in arbuscular mycorrhizal fungi are synthesized by the host plant. *Science*, 356(6343), 1175–1178. <https://doi.org/10.1126/science.aan0081>

- Maillet, F., Poinso, V., André, O., *et al.* (2011). Fungal lipochitooligosaccharide symbiotic signals in arbuscular mycorrhiza. *Nature*, 469(7328), 58–63. <https://doi.org/10.1038/nature09622>
- Martin, F., Kohler, A., Murat, C., Veneault-Fourrey, C., & Hibbett, D. S. (2016). Unearthing the roots of ectomycorrhizal symbioses. *Nature Reviews Microbiology*, 14(12), 760–773. <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2016.149>
- Marschner, P. (2012). *Marschner's mineral nutrition of higher plants* (3rd ed.). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/C2009-0-63043-9>
- Mathieu, C., & Pieltain, F. (2009). *Analyse chimique des sols : méthodes choisies*. Tec & Doc – Lavoisier.
- Akiyama, K., Matsuzaki, K., & Hayashi, H. (2005). Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature*, 435(7043), 824–827. <https://doi.org/10.1038/nature03608>
- Acosta-Motos, J. R., Ortuño, M. F., Bernal-Vicente, A., Diaz-Vivancos, P., Sanchez-Blanco, M. J., & Hernandez, J. A. (2017). Plant responses to salt stress: Adaptive mechanisms. *Agronomy*, 7(1), 18. <https://doi.org/10.3390/agronomy7010018>
- Ashraf, M., & Foolad, M. R. (2007). Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, 59(2), 206–216. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.12.006>
- Augé, R. M. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11(1), 3–42. <https://doi.org/10.1007/s005720100097>
- Balasubramaniam, P., Venkatesan, K., & Kumar, S. (2023). Salt stress responses and tolerance mechanisms in plants. *Plants*, 12(8), 1546. <https://doi.org/10.3390/plants12081546>
- Begum, N., Qin, C., Ahanger, M. A., Raza, S., Khan, M. I., Ashraf, M., Ahmed, N., & Zhang, L. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation under abiotic stress conditions. *Journal of Plant Growth Regulation*, 38(2), 709–723. <https://doi.org/10.1007/s00344-018-9865-2>
- Bonfante, P., & Anca, I. A. (2009). Plants, mycorrhizal fungi, and bacteria: A network of interactions. *Annual Review of Microbiology*, 63, 363–383. <https://doi.org/10.1146/annurev.micro.091208.073504>
- Bonfante, P., & Genre, A. (2010). Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*, 1, 48. <https://doi.org/10.1038/ncomms1046>
- Brundrett, M. C. (2009). Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants. *Plant and Soil*, 320(1–2), 37–77. <https://doi.org/10.1007/s11104-008-9877-9>

- Brundrett, M. C., & Tedersoo, L. (2018). Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*, 220(4), 1108–1115. <https://doi.org/10.1111/nph.14976>
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., & Malajczuk, N. (1996). *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. ACIAR Monograph 32.
- Bucher, M., Hause, B., Krajinski, F., & Küster, H. (2014). Through the doors of perception to function in arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytologist*, 204(4), 833–840. <https://doi.org/10.1111/nph.12883>
- Cairney, J. W. G., & Meharg, A. A. (2003). Ericoid mycorrhiza: A partnership that exploits harsh edaphic conditions. *European Journal of Soil Science*, 54(4), 735–740. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2389.2003.00540.x>
- Chaganti, V. N., & Crohn, D. M. (2015). Evaluating the relative contribution of exchangeable sodium to soil physical degradation. *Geoderma*, 247–248, 148–158. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2015.02.021>
- Chandrasekaran, M., Boughattas, S., Hu, S., Oh, S. H., & Sa, T. (2019). A meta-analysis of arbuscular mycorrhizal effects on plants grown under salt stress. *Mycorrhiza*, 29(4), 361–376. <https://doi.org/10.1007/s00572-019-00902-6>
- Chaves, M. M., Flexas, J., & Pinheiro, C. (2009). Photosynthesis under drought and salt stress: Regulation mechanisms. *Annals of Botany*, 103(4), 551–560. <https://doi.org/10.1093/aob/mcn125>
- Clemmensen, K. E., Bahr, A., Ovaskainen, O., Dahlberg, A., Ekblad, A., Wallander, H., Stenlid, J., Finlay, R. D., Wardle, D. A., & Lindahl, B. D. (2013). Roots and associated fungi drive long-term carbon sequestration in boreal forest. *Science*, 339(6127), 1615–1618. <https://doi.org/10.1126/science.1231923>
- Dar, M. A., Tahir, I., Rehman, R. U., *et al.* (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi-mediated salinity stress tolerance in plants: Mechanisms and future prospects. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1184234. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1184234>
- Dearnaley, J. D. W., Martos, F., & Selosse, M. A. (2012). Orchid mycorrhizas: Molecular ecology, physiology, evolution and conservation aspects. In B. Hock (Ed.), *The Mycota IX: Fungal Associations* (pp. 207–230). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-642-30826-0_10
- Delaux, P. M., & Gutjahr, C. (2024). The evolution of mycorrhizal symbioses. *Annual Review of Plant Biology*, 75, 1–29.
- Elshaikh, N. A., Liu, Y., & Dong, W. (2018). Soil salinity classification and management. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 18(4), 1027–1042.

- Entry, J. A., Rygiewicz, P. T., Watrud, L. S., & Donnelly, P. K. (2002). Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. *Advances in Environmental Research*, 7(1), 123–138. [https://doi.org/10.1016/S1093-0191\(01\)00109-5](https://doi.org/10.1016/S1093-0191(01)00109-5)
- Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress. *Agronomy for Sustainable Development*, 29(1), 95–106. <https://doi.org/10.1051/agro:2008006>
- Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2019). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. *Annals of Botany*, 124(4), 563–580.
- FAO. (2024). *Global Status of Salt-Affected Soils Report*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Fasusi, O. A., Cruz, C., & Babalola, O. O. (2023). Agricultural sustainability: Harnessing arbuscular mycorrhizal fungi for improved crop productivity and resilience. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1199194. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1199194>
- Field, K. J., Pressel, S., Duckett, J. G., Rimington, W. R., & Bidartondo, M. I. (2020). Symbiotic options for the conquest of land. *Trends in Ecology & Evolution*, 35(5), 376–388. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2019.12.007>
- Floss, D. S., Gomez, S. K., Park, H. J., *et al.* (2017). A transcriptional program for arbuscule degeneration during AM symbiosis. *Nature Plants*, 3, 17141. <https://doi.org/10.1038/nplants.2017.141>
- Flowers, T. J., & Colmer, T. D. (2008). Salinity tolerance in halophytes. *New Phytologist*, 179(4), 945–963. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02531.x>
- Flowers, T. J., & Colmer, T. D. (2015). Plant salt tolerance: Adaptations in halophytes. *Annals of Botany*, 115(3), 327–331. <https://doi.org/10.1093/aob/mcu267>
- Flowers, T. J., Galal, H. K., & Bromham, L. (2015). Evolution of halophytes. *Annals of Botany*, 115(3), 431–442. <https://doi.org/10.1093/aob/mcu267>
- Frey-Klett, P., Garbaye, J., & Tarkka, M. (2007). The mycorrhiza helper bacteria revisited. *New Phytologist*, 176(1), 22–36. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02191.x>
- Gerdemann, J. W., & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 46(2), 235–244. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(63\)80079-0](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(63)80079-0)
- Genre, A., Lanfranco, L., Perotto, S., & Bonfante, P. (2020). Unique and common traits in mycorrhizal symbioses. *Nature Reviews Microbiology*, 18(11), 649–660. <https://doi.org/10.1038/s41579-020-0402-3>

- Gianinazzi, S., Gollotte, A., Binet, M. N., *et al.* (2010). Agroecology: The key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*, 20(8), 519–530. <https://doi.org/10.1007/s00572-010-0333-3>
- Gill, S. S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(12), 909–930. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>
- Guessoum, M. (2001). *Contribution à l'étude de la salinité des sols en zones arides et semi-arides*. Université d'Oran, Algérie.
- Hashem, A., Abd Allah, E. F., Alqarawi, A. A., *et al.* (2018). Arbuscular mycorrhizal fungi and salinity tolerance in plants. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 25(4), 675–682. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.11.014>
- Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. H. M. B., Zulfiqar, F., *et al.* (2024). Reactive oxygen species and antioxidant defense in plants under salinity stress. *Antioxidants*, 13(2), 165.
- Isayenkov, S. V., & Maathuis, F. J. M. (2019). Plant salinity stress: Many unanswered questions remain. *Frontiers in Plant Science*, 10, 80. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00080>
- Jiang, Y., Wang, W., Xie, Q., *et al.* (2017). Plants transfer lipids to sustain colonization by mutualistic mycorrhizal fungi. *Science*, 356(6343), 1172–1175. <https://doi.org/10.1126/science.aam9970>
- Johnson, N. C. (2010). Resource stoichiometry elucidates the structure and function of arbuscular mycorrhizas across scales. *New Phytologist*, 185(3), 631–647. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2009.03110.x>
- Kabir, Z. (2005). Tillage or no-tillage: Impact on mycorrhizae. *Canadian Journal of Plant Science*, 85(1), 23–29. <https://doi.org/10.4141/P03-160>
- Kuyper, T. W., & Jansa, J. (2023). Mycorrhizal fungi and sustainable agriculture. *Current Opinion in Environmental Sustainability*, 62, 101278.
- Lakhdar, A., Hafsi, C., Rabhi, M., *et al.* (2023). Salinity-induced nutrient imbalance in crop plants. *Plant Stress*, 8, 100159.
- Levy, G. J., Shainberg, I., & Letey, J. (2003). Sodic soils. In *Encyclopedia of Soil Science* (pp. 1234–1237). Marcel Dekker.
- Lindahl, B. D., & Tunlid, A. (2015). Ectomycorrhizal fungi – Potential organic matter decomposers, yet not saprotrophs. *New Phytologist*, 205(4), 1443–1447. <https://doi.org/10.1111/nph.13201>

- Luginbuehl, L. H., Menard, G. N., Kurup, S., *et al.* (2017). Fatty acids in arbuscular mycorrhizal fungi are synthesized by the host plant. *Science*, 356(6343), 1175–1178. <https://doi.org/10.1126/science.aan0081>
- Maillet, F., Poinot, V., André, O., *et al.* (2011). Fungal lipochitooligosaccharide symbiotic signals in arbuscular mycorrhiza. *Nature*, 469(7328), 58–63. <https://doi.org/10.1038/nature09622>
- Martin, F., Kohler, A., Murat, C., Veneault-Fourrey, C., & Hibbett, D. S. (2016). Unearthing the roots of ectomycorrhizal symbioses. *Nature Reviews Microbiology*, 14(12), 760–773. <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2016.149>
- Marschner, P. (2012). *Marschner's mineral nutrition of higher plants* (3rd ed.). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/C2009-0-63043-9>
- Mathieu, C., & Pieltain, F. (2009). *Analyse chimique des sols : méthodes choisies*. Tec & Doc – Lavoisier.
- Oldroyd, G. E. D. (2013). Speak, friend, and enter: Signalling systems that promote beneficial symbiotic associations in plants. *Nature Reviews Microbiology*, 11(4), 252–263. <https://doi.org/10.1038/nrmicro2990>
- 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. *New Phytologist*, 160(2), 401–412. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00886.x>
- Parida, A. K., & Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: A review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60(3), 324–349. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010>
- Parniske, M. (2008). Arbuscular mycorrhiza: The mother of plant root endosymbioses. *Nature Reviews Microbiology*, 6(10), 763–775. <https://doi.org/10.1038/nrmicro1987>
- Peterson, R. L., Massicotte, H. B., & Melville, L. H. (2004). *Mycorrhizas: Anatomy and cell biology*. NRC Research Press.
- Phillips, J. M., & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55(1), 158–161. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(70\)80110-3](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(70)80110-3)
- Qadir, M., Oster, J. D., Schubert, S., Noble, A. D., & Sahrawat, K. L. (2007). Phytoremediation of sodic and saline-sodic soils. *Advances in Agronomy*, 96, 197–247. [https://doi.org/10.1016/S0065-2113\(07\)96006-X](https://doi.org/10.1016/S0065-2113(07)96006-X)

- Qadir, M., Quill  rou, E., Nangia, V., Murtaza, G., Singh, M., Thomas, R. J., Drechsel, P., & Noble, A. D. (2014). Economics of salt-induced land degradation and restoration. *Natural Resources Forum*, 38(4), 282–295. <https://doi.org/10.1111/1477-8947.12054>
- Rasmussen, H. N., & Rasmussen, F. N. (2009). Orchid mycorrhiza: Implications of a mycophagous lifestyle. *Oikos*, 118(3), 334–345. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2008.17116.x>
- Rath, K. M., & Rousk, J. (2015). Salt effects on the soil microbial decomposer community and their role in organic carbon cycling. *Soil Biology and Biochemistry*, 81, 108–123. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2014.11.001>
- Read, D. J., & Perez-Moreno, J. (2003). Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems. *New Phytologist*, 157(3), 475–492. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00704.x>
- Rengasamy, P. (2006). World salinization with emphasis on Australia. *Journal of Experimental Botany*, 57(5), 1017–1023. <https://doi.org/10.1093/jxb/erj108>
- Rengasamy, P. (2010). Soil processes affecting crop production in salt-affected soils. *Functional Plant Biology*, 37(7), 613–620. <https://doi.org/10.1071/FP09249>
- Rengasamy, P., & Olsson, K. A. (1991). Sodicity and soil structure. *Australian Journal of Soil Research*, 29(6), 935–952. <https://doi.org/10.1071/SR9910935>
- Rillig, M. C. (2004). Arbuscular mycorrhizae and terrestrial ecosystem processes. *Ecology Letters*, 7(8), 740–754. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2004.00620.x>
- Roy, S. J., Negr  o, S., & Tester, M. (2014). Salt resistant crop plants. *Current Opinion in Biotechnology*, 26, 115–124. <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2013.12.004>
- Ruiz-Lozano, J. M., Porcel, R., Azc  n, C., & Aroca, R. (2012). Regulation by arbuscular mycorrhizae of the integrated physiological response to salinity. *New Phytologist*, 193(2), 482–495. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2011.03935.x>
- Selosse, M. A., Martos, F., & Roy, M. (2022). Orchid mycorrhizal symbioses: Diversity and evolution. *New Phytologist*, 235(2), 499–513.
- Shams, M., & Khadivi, A. (2023). Physiological responses of plants under salinity stress. *Horticulturae*, 9(8), 876.
- Shokri, S., Mohammadi, A., & Hosseini, S. (2024). Global trends in soil salinization and agricultural sustainability. *Land Degradation & Development*, 35(2), 425–441.
- Simard, S. W., Beiler, K. J., Bingham, M. A., Deslippe, J. R., Philip, L. J., & Teste, F. P. (2012). Mycorrhizal networks: Mechanisms, ecology and modelling. *Fungal Biology Reviews*, 26(1), 39–60. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2012.01.001>

- Singh, R., Sharma, M. P., & Kumar, V. (2023). Role of glomalin in soil aggregation and salinity management. *Soil Systems*, 7(1), 12.
- Smith, F. A., & Smith, S. E. (2011). What is the significance of the arbuscular mycorrhizal colonisation of many economically important crop plants? *Plant and Soil*, 348(1–2), 63–79. <https://doi.org/10.1007/s11104-011-0865-0>
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis* (3rd ed.). Academic Press.
- Sparks, D. L. (2003). *Environmental soil chemistry* (2nd ed.). Academic Press.
- Sumner, M. E. (1993). Sodic soils: New perspectives. *Australian Journal of Soil Research*, 31(6), 683–750.
- Talaat, N. B., & Shawky, B. T. (2014). Protective effects of arbuscular mycorrhizal fungi on wheat plants under salinity stress. *Plant Growth Regulation*, 74(3), 267–281. <https://doi.org/10.1007/s10725-014-9919-7>
- Tedersoo, L., Bahram, M., & Zobel, M. (2020). How mycorrhizal associations drive plant population and community biology. *Science*, 367(6480), eaba1223. <https://doi.org/10.1126/science.aba1223>
- Van der Heijden, M. G. A., Martin, F. M., Selosse, M. A., & Sanders, I. R. (2015). Mycorrhizal ecology and evolution. *New Phytologist*, 205(4), 1406–1423. <https://doi.org/10.1111/nph.13288>
- Van der Heijden, M. G. A., *et al.* (2023). Mycorrhizal ecology and global change. *Nature Reviews Microbiology*, 21, 1–15.
- Ventura, Y., Eshel, A., Pasternak, D., & Sagi, M. (2015). The development of halophyte-based agriculture: Past and present. *Annals of Botany*, 115(3), 529–540. <https://doi.org/10.1093/aob/mcu173>
- Wahab, S., Khan, F., Ahmad, M., *et al.* (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi and sustainable agriculture under salinity stress. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1198765.
- Wong, V. N. L., Greene, R. S. B., Murphy, B. W., & Dalal, R. C. (2010). Soil carbon dynamics in saline and sodic soils. *Geoderma*, 158(1–2), 1–13.
- Wu, Q. S., Srivastava, A. K., & Zou, Y. N. (2024). Arbuscular mycorrhizas and plant nutrient acquisition: New insights and applications. *Plants*, 13(2), 210.
- Yan, N., Marschner, P., Cao, W., Zuo, C., & Qin, W. (2015). Influence of salinity on microbial activity and nitrogen transformation. *Applied Soil Ecology*, 95, 55–64.
- Zhang, F., Wang, Y., Liu, J., & Chen, X. (2024). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance plant tolerance to abiotic stresses: Mechanisms and applications. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1356789.

- Zhang, H., Li, X., Wang, Y., *et al.* (2024). Soil microbial responses to salinity stress and implications for ecosystem functioning. *Soil Biology and Biochemistry*, 189, 109104.