

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République algérienne démocratique et populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Université –Ain Temouchent- Belhadj Bouchaib
Faculté des Sciences et de Technologie
Département Biologie



Projet de Fin d'Etudes
Pour l'obtention du diplôme de Master en : Microbiologie Appliquée
Domaine : Science de la nature et de la vie
Filière : Sciences Biologies
Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème

Contribution à l'étude du potentiel microbien des sols dégradés

Présenté Par :

Khettou Ahmed & Ikeb Melaizi Abdelouahab

Soutenu le 16/06/2025

Devant le jury composé de :

Président : Pr Ziane Mohammed	Prof.	UATBB (Aïn Témouchent)
Encadrant : Dr Bouazza Marouf Khadidja	MCB	UATBB (Aïn Témouchent)
Examineur : Dr Benelhadj Djelloul Saadia	MCA	UATBB (Aïn Témouchent)

Année Universitaire 2024/2025

Remerciement

Je remercie Dieu de m'avoir accordé la force et le courage nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.

Je tiens à exprimer mes sincères remerciements à :

- **Dr Bouazza Marouf Khadidja**, maître de conférences classe « B » au département de Biologie de l'Université d'Aïn Témouchent pour ses précieux conseils, son accompagnement, ses recommandations éclairées et sa présence constante tout au long de ce projet — même pendant ses vacances et ses week-ends. Merci d'avoir pris le temps de relire et de finaliser ce travail avec autant d'attention.
- **Pr Ziane Mohammed**, professeur au département de Biologie de l'Université d'Aïn Témouchent. Nous sommes honorés qu'il ait accepté de présider le jury, et nous le remercions vivement pour sa disponibilité et sa bienveillance.
- **Dr Benelhadj Djelloul Saadia**, maître de conférences classe « A » au département de Biologie de l'Université d'Aïn Témouchent, pour avoir accepté d'évaluer ce travail. Je lui adresse ma profonde reconnaissance pour tous les efforts qu'elle y a consacrés.

Nous remercions également chaleureusement les ingénieurs du laboratoire pédagogique de la faculté, en particulier **M. Sid Ahmed**, ainsi que **Mme Sabrina**, qui nous a accompagnés avec patience et dévouement durant les travaux pratiques.

Enfin, nous exprimons notre profonde gratitude à nos chers parents, ainsi qu'à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce travail à :

Mes parents, pour leur soutien inconditionnel tout au long de cette épreuve. Sans eux, je ne serais pas la personne que je suis aujourd'hui.

Mes chers frères et sœurs, pour leur présence et leur encouragement constants.

Tous mes amis, pour leur bienveillance et leurs mots réconfortants.

Tous mes collègues, sans exception, pour les moments partagés et l'entraide au quotidien.

Khettou Ahmed

Dédicace

À mes chers parents, Ce travail est d'abord le fruit de vos sacrifices, de votre amour inconditionnel et de votre soutien sans limite. Vous m'avez appris la persévérance, l'humilité et la valeur du savoir. Qu'Allah vous récompense pour tout ce que vous avez fait pour moi.

À mon épouse bien-aimée, Merci pour ta patience, ton soutien constant, ton amour et ta compréhension tout au long de ce parcours. Ta présence à mes côtés m'a donné la force d'avancer chaque jour.

À mes frères et sœurs, Pour leur encouragement et leur tendresse qui m'ont accompagné à chaque étape.

À mes amis fidèles, Pour leur présence, leurs conseils et leurs encouragements dans les moments de doute comme dans les moments de joie.

À tous ceux et celles qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire, recevez ici l'expression de ma sincère reconnaissance.

Ikeb Melaizi Abdelouahab

Résumé

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer le potentiel mycorhizogène et l'activité microbienne des sols dégradés dans une ancienne carrière de granulats à Chaâbet El Leham (Aïn Témouchent). Pour ce faire, plusieurs indicateurs biologiques ont été étudiés : le dénombrement des bactéries et champignons cultivables, la densité des spores mycorhiziennes arbusculaires, le potentiel infectieux mycorhizogène (PIM) ainsi que la respiration basale du sol. Une attention particulière a été portée à l'impact de l'espèce pionnière *Euphorbia dendroides* sur la dynamique microbienne du sol rhizosphérique. L'étude de la microflore a permis de dénombrer $1,06 \times 10^6$ UFC/g pour les bactéries et $2,4 \times 10^5$ UFC/g pour les champignons dans le sol rhizosphérique, contre des valeurs respectives de $4,6 \times 10^5$ et $2,1 \times 10^4$ UFC/g dans le sol nu. Le pouvoir infectieux mycorhizogène du sol rhizosphérique est modéré ; il faut 32,11 g de sol pour mycorhizer 50 % des plantes testées, contre 77,62 g pour le sol nu, indiquant un potentiel supérieur dans la zone influencée par les racines. Le dénombrement des spores de CMA révèle 824 spores/100 g de sol dans la rhizosphère, contre 405 spores dans le sol nu. La respiration basale, reflet de l'activité microbienne globale, est également plus élevée dans le sol rhizosphérique (5,28 mg CO₂/50 g/48 h) que dans le sol nu (2,64 mg). Ces résultats montrent que malgré la dégradation physique et chimique du site, le sol rhizosphérique associé à une plante pionnière conserve une capacité de symbiose mycorhizienne fonctionnelle. Cela souligne l'importance d'intégrer les CMA dans les stratégies de restauration écologique des anciens sites industriels ou extractifs.

Mots clés : Potentiel infectieux mycorhizogène (PIM), activité microbienne, sols dégradés, carrière.

Abstract

The main objective of this study is to evaluate the mycorrhizal infectivity potential (PIM) and microbial activity of degraded soils from a former gravel quarry located in Chaâbet El Leham (Aïn Témouchent). To achieve this, several biological indicators were assessed: mycorrhizal infectivity potential (PIM), arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) spore density, culturable fungal microflora, and soil basal respiration. Special attention was given to the role of the pioneer species *Euphorbia dendroides* in shaping the microbial dynamics of rhizospheric soil. The mycorrhizal infectivity potential of rhizospheric soil is moderate; 32.11 g of soil are needed to mycorrhize 50% of test plants, compared to 77.62 g for bare soil, indicating a clearly higher infectivity potential near plant roots. AMF spore counts were 824 spores/100 g in rhizospheric soil and 405 spores/100 g in bare soil. Microbial counts revealed 1.06×10^6 CFU/g of bacteria and 2.4×10^5 CFU/g of fungi in rhizospheric soil, versus 4.6×10^5 and 2.1×10^4 CFU/g, respectively, in bare soil. Basal respiration was also higher in the rhizospheric soil (5.28 mg CO₂/50 g/48 h) than in bare soil (2.64 mg). These findings show that despite physical and chemical degradation, rhizospheric soil associated with a pioneer plant retains a functional capacity for mycorrhizal symbiosis. This highlights the importance of integrating AMF into ecological restoration strategies for degraded industrial or extractive sites.

Keywords: Mycorrhizal Infectivity Potential (MIP), microbial activity, degraded soils, quarry.

المخلص

الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو تقييم القدرة على التكوين الميكوريزي ونشاط الكائنات الحية الدقيقة في التربة المتدهورة ضمن مقلع سابق للحصى في "شعبة اللحام" (عين تموشنت). تم تحليل عدة مؤشرات بيولوجية، منها تعداد البكتيريا والفطريات القابلة للزراعة، وكثافة الأبواغ الميكوريزية الشجرية، والقدرة الإعدائية الميكوريزية (PIM)، بالإضافة إلى التنفس القاعدي للتربة. وقد تم التركيز بشكل خاص على تأثير النبات الرائد *Euphorbia dendroides* على ديناميكية الكائنات الدقيقة في تربة الريزوسفير. أظهرت النتائج أن القدرة التطفلية للتربة الجذرية متوسطة، حيث يلزم 32.11 غرام من التربة لتحقيق 50% من التطفل الميكوريزي، مقارنة بـ 77.62 غرام في التربة العارية، مما يدل على قدرة أعلى في المنطقة المتأثرة بالجذور. وبلغ عدد أبواغ CMA في التربة الجذرية 824 بوغ/غرام، مقابل 405 في التربة العارية. كما بلغ عدد البكتيريا 1.06×10^6 وحدة تشكيل مستعمرات/غرام وعدد الفطريات 2.4×10^5 وحدة في التربة الجذرية، مقارنة بـ 4.6×10^5 و 2.1×10^4 على التوالي في التربة العارية. أما التنفس القاعدي فقد كان أعلى أيضاً في التربة الجذرية (5.28 ملغ / 50 غ CO₂ / 48 ساعة) مقارنة بالتربة العارية (2.64 ملغ). أظهرت النتائج أن التربة المرتبطة بجذور النبات تحتوي على تنوع ونشاط ميكروبي أكبر مقارنة بالتربة العارية، مما يدل على دور النباتات الرائدة في الحفاظ على التفاعلات الميكوريزية حتى في المواقع المتدهورة. تؤكد هذه النتائج أهمية دمج الفطريات الميكوريزية الشجرية (CMA) في استراتيجيات استصلاح المواقع الصناعية أو الاستخراجية القديمة.

الكلمات المفتاحية: القدرة الإعدائية الميكوريزية (PIM)، النشاط الميكروبي، التربة المتدهورة، المقلع

Table des Figures

Figure 1 : Principaux types de dégradation des sols (Mathieu, 2020, modifié d'après Robert & Stengel, 1999).	2
Figure 2 : Représentation schématique des sections transversales des huit types des mycorhizes (Garbaye, 2013).	8
Figure 3 : Fragment de racine (a) de Hieracium pilosella, colonisé par Rhizophagus irregularis, contenant Arbuscules (b) et vésicules (c). Coloration au bleu Trypan et observation au microscope optique (Photo I. Höpfner, Université de Bielefeld).	10
Figure 4 : Photographies du site d'étude dans la carrière de granulats de l'ENG à Chaâbet El Leham (Ain Témouchent).	12
Figure 5 : Localisation du site d'étude.	13
Figure 6 : Échantillonnage du sol.	14
Figure 7 : Les graines prégermées de sorgho.	18
Figure 8 : La végétation du site d'étude.	20
Figure 9 : Les espèces végétales de la carrière.	21
Figure 10 : L'espèce végétale Euphorbia dendroides.	22
Figure 11 : Observation microscopique des spores (Gr×10 et ×40).	26
Figure 12 : Des cultures de Sorgho après 15 jours (6 dilutions x 3 répétitions x 2 sol).	27
Figure 13 : Les plantules du sorgho déterrées.	28
Figure 14 : Observation microscopique des systèmes racinaires de Sorgho colorés au bleu de Trypan (Gr×10 et ×40).	29
Figure 15 : Les régressions linéaires 1, 2,3 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol rhizosphérique.	30
Figure 16 : Les régressions linéaires 1, 2,3 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol nu.	30

Liste des Tableaux

Tableau 1: Différentes quantités de sol non stérilisé et stérilisé utilisées pour les dilutions. .	17
Tableau 2: Dénombrement microbien sur milieux PCA et PDA	23
Tableau 3: Densité des spores MA (nombre de spores/100 g de sol)	25
Tableau 4: Les pourcentages des plantules mycorhizées de chaque dilution du test biologique	28
Tableau 5: Le potentiel infectieux mycorhizogène des deux sols.	31
Tableau 6: Activité microbienne évaluée par production de CO ₂ dans deux types de sols.	32

Table des Matières

Remerciement	
Dédicace	
Résumé	
Table des Figures	
Liste des Tableaux	
Introduction.....	1
Synthèse bibliographique.....	
1.La dégradation des sols.....	2
1.1. Définition et causes de la dégradation des sols.....	2
1.2. Conséquences écologiques de l'exploitation minière.....	3
1.3. Réhabilitation biologique des sols dégradés.....	3
2.Les microorganismes du sol.....	4
2.1. Rôles des microorganismes du sol.....	4
2.1.1. Décomposition de la matière organique.....	5
2.1.2. Fixation de l'azote.....	5
2.1.3. Maintien de la structure du sol.....	5
2.1.4. Protection contre les maladies.....	5
2.1.5. Amélioration de la disponibilité des nutriments.....	5
3. La rhizosphère et son rôle dans la structuration microbienne.....	5
3.1. Définition et caractéristiques de la rhizosphère.....	5
3.2. Effet des plantes pionnières sur la microflore.....	7
4.Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA).....	7
4.1. Caractéristiques structurales des CMA.....	9
4.2. Rôle écologique des CMA dans les sols dégradés.....	10
Matériels & Méthodes.....	
1.Étude du site.....	12
2.Prospection botanique.....	13
3.Échantillonnage.....	14
4.Quantification des populations microbiennes.....	15
4.1. Préparation des dilutions en série.....	15
4.2. Ensemencement et incubation.....	15
4.3. Dénombrement de la microflore.....	15

5.Extraction et estimation de la densité des spores MA	16
6.Potentiel infectieux mycorhizogène du sol	17
7.Mesure de l'activité microbienne globale des sols	18
Résultats&Discussion	
1.Site d'étude	20
2.Prospection botanique.....	21
3.Quantification de la Microflore du Sol	23
4.Estimation de la densité des spores MA	25
5.Potentiel infectieux mycorhizogène des sols (PIM)	27
5.1. Observation des systèmes racinaires.....	27
5.2. Calcul du PIM50	29
6.Mesure de l'activité microbienne globale des sols	32
Conclusion et perspectives.....	34
Références Bibliographiques	35
Annexes.....	42

Introduction

Introduction

Les sols dégradés représentent aujourd'hui un enjeu environnemental et écologique majeur à l'échelle mondiale. Leur altération résulte de multiples pressions anthropiques, parmi lesquelles les activités minières occupent une place centrale. Ces dernières provoquent une destruction physique du sol, la perte des horizons fertiles, l'érosion accrue, ainsi qu'une perturbation profonde des cycles biogéochimiques et de la biodiversité microbienne (FAO & ITPS, 2015 ; Mummey & Stahl, 2020). Les sites miniers abandonnés ou en cours d'exploitation présentent souvent un sol dépourvu de structure, de matière organique et de vie biologique, limitant ainsi leur capacité de régénération naturelle. Dans ces conditions, la restauration écologique des sols devient une priorité pour atténuer les impacts environnementaux à long terme et restaurer les fonctions écosystémiques essentielles (Muñoz-Rojas, 2018).

Dans cette optique, les microorganismes du sol, en particulier ceux qualifiés de biostimulants, apparaissent comme des acteurs centraux dans la régénération des sols dégradés. Ils remplissent des fonctions écologiques essentielles : décomposition de la matière organique, solubilisation des nutriments, stabilisation des agrégats du sol et stimulation de la croissance végétale, notamment à travers des relations symbiotiques comme les mycorhizes (Van Der Heijden *et al.*, 2008). L'intégration de ces microorganismes dans les stratégies de réhabilitation écologique constitue une alternative naturelle, durable et prometteuse. Ces approches s'inscrivent dans une perspective de restauration fonctionnelle des sols, visant non seulement à améliorer leur fertilité, mais aussi à rétablir leur capacité à soutenir une végétation pérenne et diversifiée (Meli *et al.*, 2017 ; Singh *et al.*, 2021).

Dans ce contexte, le présent travail s'attache à évaluer le potentiel microbien ainsi que le potentiel mycorhizogène de sols dégradés issus d'une ancienne carrière de granulats, afin d'envisager des pistes de réhabilitation fondées sur l'écologie microbienne. L'étude porte sur un site abandonné situé à Chaâbet El Leham (wilaya d'Aïn Témouchent), exploité auparavant par l'Entreprise Nationale des Granulats (ENG). En l'absence de toute intervention anthropique depuis l'arrêt de l'exploitation, le site constitue un modèle idéal pour l'étude des dynamiques de colonisation spontanée et des interactions sol-plante-microorganismes. Une attention particulière est portée à l'espèce pionnière *Euphorbia dendroides*, dont la présence permet de comparer un sol nu à un sol rhizosphérique influencé biologiquement.

Synthèse bibliographique

1. La dégradation des sols

La dégradation des sols est un enjeu environnemental majeur qui affecte la productivité des écosystèmes, la biodiversité, ainsi que les fonctions écologiques et économiques des terres. Parmi les nombreuses causes anthropiques de dégradation, l'extraction minière, et en particulier l'exploitation des carrières de granulats, représente une pression significative sur les sols. Cette activité modifie profondément la structure, la composition et la fertilité des sols, entraînant des processus de dégradation souvent irréversibles (Poonia *et al.*, 2024).

1.1. Définition et causes de la dégradation des sols

Selon la FAO (2015), la dégradation des sols se définit comme la diminution de la capacité d'un sol à remplir ses fonctions écologiques, hydrologiques et productives. Elle peut être physique (compaction, érosion), chimique (acidification, contamination), ou biologique (perte de biodiversité) (**Figure 1**).

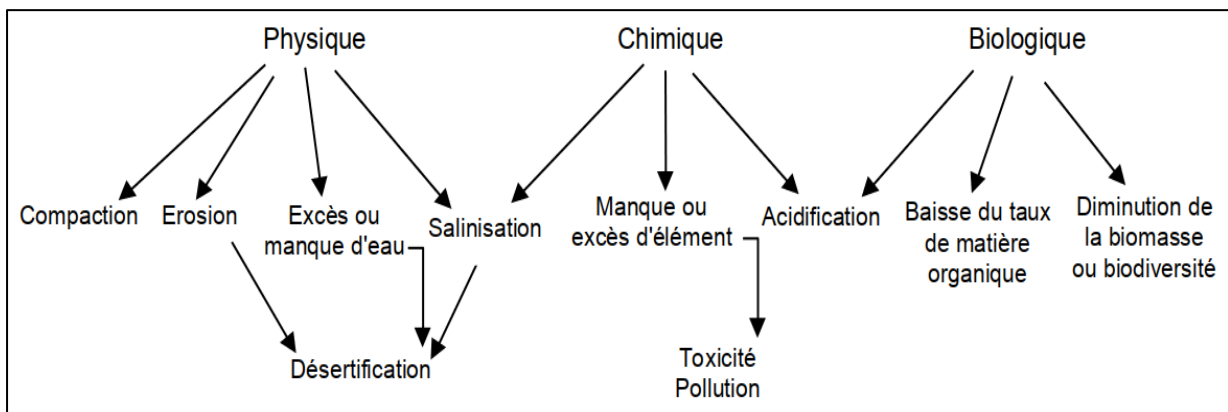


Figure 1: Principaux types de dégradation des sols (Mathieu, 2020, modifié d'après Robert & Stengel, 1999).

La dégradation des sols est le résultat de divers facteurs naturels et humains. Parmi les causes principales figurent l'érosion, provoquée par l'eau ou le vent, souvent aggravée par la déforestation et le surpâturage, ainsi que la salinisation des sols, causée par une mauvaise gestion des systèmes d'irrigation (Bridges & Oldman, 1999). La pollution des sols constitue également un facteur important, notamment à travers l'usage excessif de produits chimiques agricoles ou les rejets industriels riches en métaux lourds (Alloway, 2013). L'utilisation intensive de machines agricoles conduit quant à elle à la compaction des sols, réduisant leur capacité de rétention d'eau et d'air (Hamza & Anderson, 2005). Enfin, l'exploitation minière est l'une des activités les plus destructrices pour les sols, car elle entraîne l'enlèvement complet

de la couche arable, la déstabilisation des terrains et la contamination par des résidus toxiques (Tundu *et al.*, 2018).

1.2. Conséquences écologiques de l'exploitation minière

L'exploitation minière, en particulier lorsqu'elle se fait à ciel ouvert, a des impacts écologiques profonds et durables sur les écosystèmes. Elle commence généralement par le déboisement et la destruction des habitats naturels, ce qui entraîne la perte de biodiversité et la disparition de nombreuses espèces végétales et animales (Durán *et al.*, 2013). Une fois la couverture végétale supprimée, les sols deviennent vulnérables à l'érosion, formant des ravines et des glissements de terrain qui altèrent le paysage et nuisent aux sols environnants (Mossa & James, 2013). L'utilisation de produits chimiques tels que le cyanure ou le mercure dans les procédés d'extraction pollue gravement les sols, les cours d'eau et les nappes phréatiques, rendant les terres impropres à l'agriculture et menaçant la santé des populations locales (Lottermoser, 2010). De plus, le phénomène de drainage minier acide, qui se produit lorsque certains minéraux exposés à l'air et à l'eau produisent des substances acides, contribue à l'acidification des sols et à la libération de métaux lourds dans l'environnement (Akcil & Koldas, 2006). Ces dégradations provoquent une modification des cycles naturels, une perte de productivité agricole et une fragilisation des milieux naturels, souvent irréversibles sans efforts de réhabilitation majeurs (Younger, 2001 ; Shrestha & Lal, 2011).

1.3. Réhabilitation biologique des sols dégradés

Pour réhabiliter les sols dégradés sans induire de stress écologique, il est essentiel de mobiliser les connaissances en écologie microbienne, en microbiologie du sol et en interactions plantes-microorganismes. La revégétalisation et le retour à une fertilité fonctionnelle nécessitent la présence simultanée de facteurs microbiens, indispensables à la transformation de la matière organique et à la dynamique de l'azote (Favilli, 1990).

La réhabilitation biologique des sols repose essentiellement sur la restauration de l'activité et de la diversité microbienne, considérée comme le socle fondamental de la fertilité et du bon fonctionnement des écosystèmes pédologiques. Cette stratégie vise à réactiver les processus biologiques naturels qui soutiennent les cycles biogéochimiques, la structure du sol, la nutrition des plantes et la résilience face aux perturbations environnementales (Favilli, 1990 ; Pérez-Harguindeguy *et al.*, 2013).

2. Les microorganismes du sol

Le sol est un écosystème vivant extrêmement complexe et dynamique, qui abrite une microflore d'une diversité exceptionnelle. Cette microflore regroupe une multitude d'organismes microscopiques : bactéries, champignons, algues, protozoaires et virus, qui interagissent entre eux et avec leur environnement abiotique pour assurer des fonctions écologiques essentielles.

Les bactéries sont généralement les plus abondantes dans le sol, pouvant atteindre des densités de l'ordre de 10^9 cellules par gramme de sol sec (Fierer & Jackson, 2006 ; Singh *et al.*, 2018). Les champignons, en particulier les champignons mycorhiziens, sont également très présents et forment des associations symbiotiques avec la majorité des végétaux terrestres (Smith & Read, 2008). Les algues microscopiques, bien que moins représentées, se retrouvent surtout à la surface des sols, contribuant notamment à la formation de croûtes biologiques (Elbert *et al.*, 2012). Les protozoaires jouent un rôle de prédateurs dans le réseau trophique microbien, régulant ainsi les populations bactériennes (Bonkowski, 2004). Enfin, les virus, notamment les bactériophages, influencent considérablement la dynamique des populations microbiennes en modulant la diversité et le transfert horizontal de gènes (Emerson *et al.*, 2018).

Cette diversité microbienne est façonnée par de nombreux paramètres tels que le pH, la texture du sol, la teneur en matière organique, l'humidité, ainsi que les activités humaines (pollution, agriculture intensive, usages des intrants chimiques). Les avancées récentes en biologie moléculaire, notamment en métagénomique et en séquençage à haut débit, ont considérablement enrichi notre compréhension de cette diversité invisible mais essentielle (Zheng *et al.*, 2019).

2.1. Rôles des microorganismes du sol

Les micro-organismes du sol, jouent un rôle essentiel dans le maintien de la fertilité et de la santé des sols. Ils sont responsables de nombreux processus biologiques qui permettent aux plantes de pousser et de se développer. Parmi les rôles majeurs des microorganismes du sol : décomposition de la matière organique, minéralisation des nutriments, production d'enzymes, stabilisation des agrégats, et interactions symbiotiques avec les plantes (rhizobactéries, mycorhizes, etc.).

2.1.1. Décomposition de la matière organique

Les micro-organismes du sol décomposent les matières organiques, tels que les feuilles mortes, les racines et les déchets animaux, en éléments nutritifs que les plantes peuvent absorber. Ce processus de décomposition est essentiel pour le recyclage des nutriments dans le sol (Brady & Weil, 2016).

2.1.2. Fixation de l'azote

Certaines bactéries du sol ont la capacité de fixer l'azote atmosphérique et de le convertir en une forme que les plantes peuvent utiliser. L'azote est un élément nutritif essentiel pour la croissance des plantes, et la fixation de l'azote par les micro-organismes est une source importante d'azote pour les plantes. (Glick & Patten, 2002).

2.1.3. Maintien de la structure du sol

Les micro-organismes du sol contribuent à la formation et au maintien de la structure du sol. Ils produisent des substances qui lient les particules du sol ensemble, créant ainsi des agrégats qui améliorent la porosité et la capacité de rétention d'eau du sol. (Six *et al.*, 2004).

2.1.4. Protection contre les maladies

Certains micro-organismes du sol peuvent aider à protéger les plantes contre les maladies. Ils peuvent rivaliser avec les agents pathogènes pour les ressources, produire des substances antimicrobiennes ou induire une résistance systémique chez les plantes (Compant *et al.*, 2005).

2.1.5. Amélioration de la disponibilité des nutriments

Les micro-organismes du sol peuvent aider à rendre les nutriments plus disponibles pour les plantes. Par exemple, ils peuvent solubiliser le phosphore, un élément nutritif essentiel qui est souvent immobilisé dans le sol. (Rodriguez & Fraga, 1999).

3. La rhizosphère et son rôle dans la structuration microbienne

3.1. Définition et caractéristiques de la rhizosphère

Le concept de rhizosphère a été introduit pour la première fois par Hiltner (1904), désignant la zone du sol entourant les racines vivantes des plantes et influencée chimiquement, physiquement et biologiquement par celles-ci. Cet espace représente un écosystème dynamique, au sein duquel les plantes et les micro-organismes interagissent étroitement pour

accéder aux ressources du sol, notamment les micro- et macronutriments souvent présents en quantités limitées (Gholami *et al.*, 2012).

La taille de la rhizosphère varie selon plusieurs facteurs tels que la texture du sol, la taille des particules, la teneur en eau et la capacité tampon du sol. Son extension peut aller de quelques millimètres autour des racines – notamment pour les nutriments solubles comme les nitrates – à moins d’un millimètre lorsque les nutriments faiblement mobiles, comme les phosphates, sont en jeu (Bertin *et al.*, 2003).

Cette zone joue un rôle central dans la structuration des communautés microbiennes du sol. Elle constitue un point chaud biologique, où la densité microbienne – en particulier celle des bactéries – est significativement plus élevée que dans le sol nu (Davet, 1996 ; Van, 2007 ; Valencia, 2008). On y trouve notamment des bactéries, des champignons, des protozoaires et d'autres micro-organismes en interaction constante avec les racines.

Les plantes influencent la rhizosphère via leurs exsudats racinaires, riches en sucres, acides organiques et acides aminés, qui stimulent la prolifération microbienne. Elles modifient également plusieurs paramètres du sol tels que le pH, le potentiel hydrique et le potentiel redox, créant un environnement propice à l'activité biologique (Innovations Agronomiques, 2018).

Parmi les micro-organismes présents dans la rhizosphère, certains établissent des symbioses étroites avec les racines, comme les bactéries fixatrices d’azote du genre *Rhizobium* (Oldroyd *et al.*, 2011) ou les champignons mycorhiziens arbusculaires appartenant aux Glomérormycètes, qui jouent un rôle clé dans l’absorption des nutriments (Smith & Read, 2008). D’autres micro-organismes, tels que les PGPR (*Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*), vivent librement dans la rhizosphère et stimulent la croissance des plantes par divers mécanismes, incluant la production de phytohormones ou l’induction de la résistance systémique (Lugtenberg & Kamilova, 2009). Le groupe des *Pseudomonas fluorescens*, par exemple, comprend à la fois des souches bénéfiques pour les plantes et d'autres potentiellement pathogènes (Haas & Défago, 2005). Du côté des champignons, le genre *Trichoderma* est bien connu pour ses effets positifs sur la croissance végétale et sa capacité à lutter contre des agents pathogènes du sol (Harman *et al.*, 2004), tandis que les genres *Fusarium* et *Phytophthora* regroupent des espèces pathogènes majeures (Kamoun *et al.*, 2015 ; Leslie & Summerell, 2006).

3.2. Effet des plantes pionnières sur la microflore

Les plantes pionnières jouent un rôle central dans la recolonisation des sols dégradés ou pauvres en nutriments. Par leur capacité à s'établir dans des conditions édaphiques extrêmes, elles modifient rapidement les caractéristiques physico-chimiques et biologiques de la rhizosphère. L'un des mécanismes clés de cette influence est la sécrétion d'exsudats racinaires, constitués de composés organiques tels que les acides organiques, les sucres, les acides aminés et des phénols, qui agissent comme sources d'énergie pour la microflore du sol (Dakora & Phillips, 2002). Ces exsudats stimulent l'activité microbienne et favorisent la structuration d'une communauté microbienne spécifique, souvent dominée par des bactéries rhizosphériques tolérantes au stress telles que *Bacillus*, *Pseudomonas* ou encore certaines Actinobactéries. En retour, ces microorganismes jouent un rôle bénéfique dans la solubilisation des nutriments, la minéralisation de la matière organique et la protection des racines contre les agents pathogènes (Berendsen *et al.*, 2012).

De plus, certaines plantes pionnières, notamment les légumineuses, établissent des symbioses efficaces avec des bactéries fixatrices d'azote telles que *Rhizobium* et *Bradyrhizobium*, enrichissant ainsi le sol en azote assimilable et améliorant sa fertilité globale (Sprent *et al.*, 2010). Parallèlement, ces plantes peuvent également s'associer à des champignons mycorhiziens arbusculaires, formant une symbiose bénéfique qui facilite l'absorption du phosphore et d'autres nutriments peu mobiles dans le sol, tout en améliorant la tolérance au stress et la structure du sol. Ces deux formes de symbiose, bactérienne et fongique, renforcent l'établissement et la croissance des plantes dans les sols dégradés. L'interaction synergique entre plantes pionnières et microflore symbiotique constitue ainsi une étape fondamentale dans la succession écologique des écosystèmes et dans la restauration durable de la productivité des sols.

4. Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA)

La mycorhize désigne une symbiose étroite et obligatoire entre les plantes terrestres et certains champignons du sol, à qui elles délèguent en partie l'absorption des ressources minérales du sol (Sedaghati *et al.*, 2021). Cette relation mutualiste joue un rôle crucial dans la nutrition et la santé des plantes, et concerne environ 85 % des espèces végétales terrestres, ce qui en fait l'une des associations biologiques les plus répandues dans les écosystèmes terrestres (Brundrett & Tedersoo, 2018).

Les champignons mycorhiziens sont les champignons les plus répandus et les plus abondants dans la nature. Ils appartiennent aux phylums *Ascomycota*, *Glomeromycota*, *Basidiomycota* et *Mucoromycota* du règne *Fungi* (Smith & Read, 2008).

Parmi les différents types de mycorhizes (**Figure 2**), les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont des symbiotes obligatoires appartenant au phylum *Glomeromycota* (Giovannini *et al.*, 2020). Ils sont capables d'établir une association symbiotique mutuellement bénéfique avec la majorité des plantes vasculaires — plus de 80 % — incluant les Bryophytes, les Hépatiques, les Ptéridophytes, les Gymnospermes et les Angiospermes, dans divers écosystèmes terrestres (Gao *et al.*, 2019 ; Zhang *et al.*, 2020).

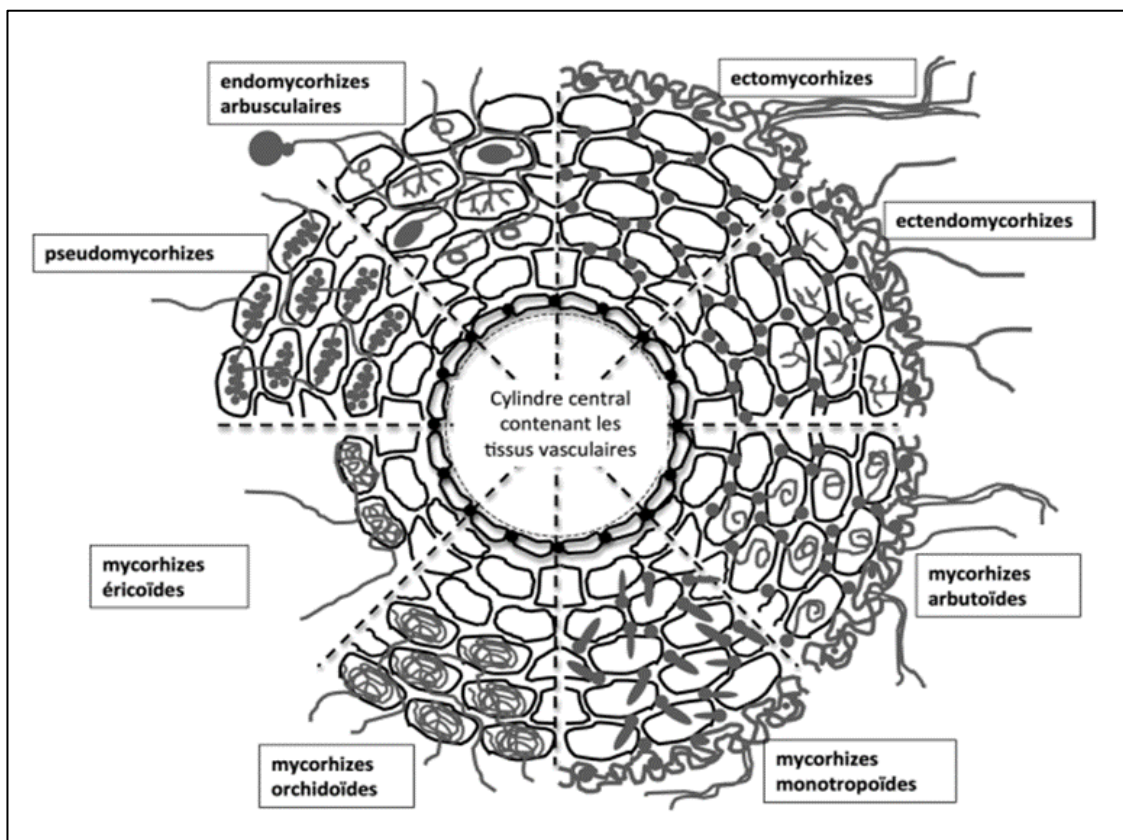


Figure 2: Représentation schématique des sections transversales des huit types des mycorhizes (Garbaye, 2013).

Les CMA reçoivent les glucides et les lipides nécessaires à leur survie à partir des glucides produits par photosynthèse de la plante hôte ; ainsi, de 10 à 40 % des glucides peuvent être absorbés par les champignons (Begum *et al.*, 2019, Genre *et al.*, 2020). En retour, les CMA améliorent l'acquisition de nutriments minéraux essentiels (en particulier le phosphore et l'azote) et l'approvisionnement en eau. Cette amélioration se fait en utilisant le développement

d'un réseau mycélien ramifié dans le sol qui peut être multiplié par 40 la surface racinaire de l'hôte (Hayashi *et al.*, 2018, Zhang *et al.*, 2019).

4.1. Caractéristiques structurales des CMA

Les CMA se caractérisent par :

- La formation d'arbuscules : structures ramifiées intracellulaires, localisées dans les cellules corticales des racines, spécialisées dans les échanges de nutriments entre la plante et le champignon (**Figure 3**). C'est une ramification latérale des hyphes fongiques dans les cellules du cortex racinaire où le champignon pénètre et croît à l'intérieur. La membrane de la cellule hôte s'invagine et enveloppe le champignon, ce nouveau compartiment fournit un contact direct entre le champignon et la plante (Guether *et al.*, 2009).
- La présence de vésicules (**Figure 3**) : structures de de stockage à paroi fine, à contenu lipidique et apparaît généralement dans les espaces intercellulaires (Reinhardt, 2007).
- Le développement d'une partie extra-racinaire (**Figure 3**) qui inclut un réseau mycélien extra-racinien ; qui explore le sol au-delà de la zone rhizosphérique immédiate, augmentant considérablement la surface d'absorption, les spores et dans quelques cas les cellules auxiliaires.

La spore sert d'organe de stockage et de propagation des CMA (Bouchet *et al.*, 2005). Elle germe et donne naissance à des filaments mycéliens. Lorsque les hyphes entrent en contact avec une jeune racine, ils forment un appressorium, entre et se propage rapidement, il se différencie à l'intérieur des racines en arbuscules et dans certains cas en vésicules (Garbaye, 2013).

Il est important de signaler que la colonisation racinaire par les champignons formant les MA ne produit pas de modifications morphologiques de la racine, appréciables à l'œil nu et par simple observation macroscopique, et que le champignon colonise seulement l'épiderme et le parenchyme cortical des racines, sans pour autant atteindre le cylindre central ni les zones méristématiques (Bonfante & Fasolo, 1984).

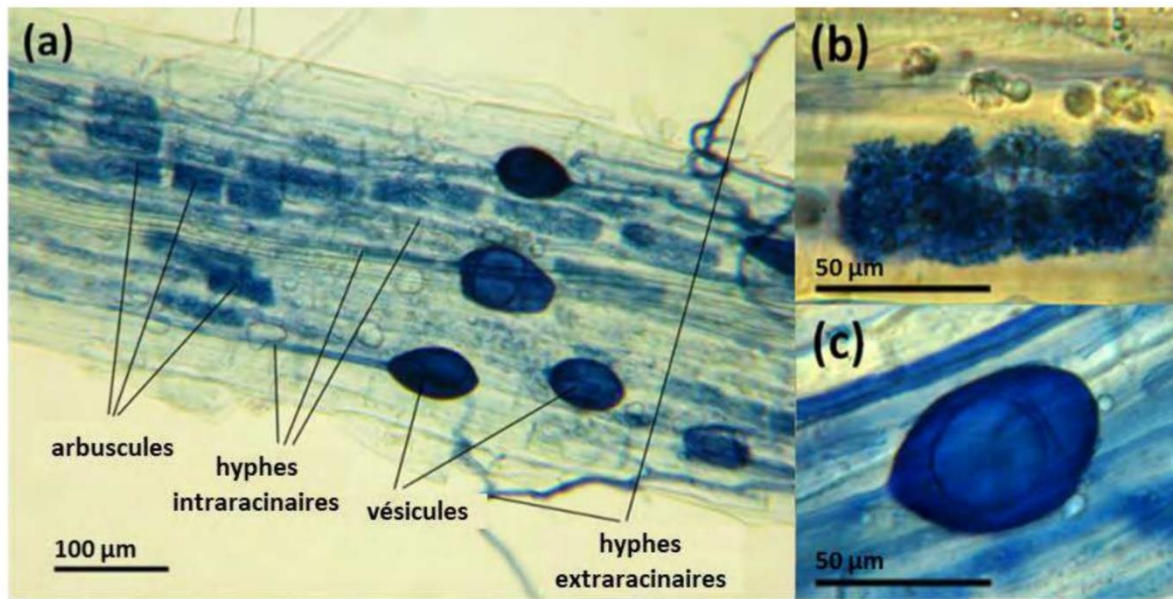


Figure 3 : Fragment de racine (a) de *Hieracium pilosella*, colonisé par *Rhizophagus irregularis*, contenant Arbuscules (b) et vésicules (c). Coloration au bleu Trypan et observation au microscope optique (Photo I. Höpfner, Université de Bielefeld).

4.2. Rôle écologique des CMA dans les sols dégradés

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont vitaux pour la réhabilitation des sols dégradés, des environnements souvent pauvres et stressants. Ils améliorent significativement l'absorption des nutriments, notamment le phosphore, et de l'eau par les plantes. Leurs vastes réseaux d'hyphes étendent la capacité d'exploration racinaire des végétaux dans ces milieux limitants. (Fortin *et al.*, 2008).

Les CMA agissent également comme des ingénieurs du sol, stabilisant sa structure par la production de glomaline, une glycoprotéine qui favorise l'agrégation des particules, réduisant ainsi l'érosion et améliorant l'infiltration de l'eau (Rillig & Mummey, 2006 ; Alguacil *et al.*, 2005). Grâce à la production de glomaline, ils favorisent l'agrégation des particules, réduisant ainsi l'érosion et améliorant l'infiltration de l'eau.

Les CMA contribuent également à renforcer la tolérance des plantes aux stress abiotiques tels que la sécheresse, la salinité ou la présence de métaux lourds, fréquemment observés dans les sols dégradés (Augé, 2001, 2004 ; Porcelet *et al.*, 2011 ; Amir *et al.*, 2014 ; Liu *et al.*, 2015). Plusieurs études ont mis en évidence une meilleure tolérance des plantes mycorhizées aux éléments traces métalliques et aux polluants organiques comme les hydrocarbures aromatiques polycycliques (Leyval & Joner, 2001 ; Joner & Leyval, 2003).

En outre, la colonisation des racines par les CMA induit une résistance accrue aux agents pathogènes. Cette protection repose sur des réponses anatomiques, métaboliques et physiologiques, ainsi que sur une compétition directe ou indirecte entre CMA et micro-organismes phytopathogènes pour les nutriments et les sites d'infection racinaire (Trotta *et al.*, 1996 ; Lingua *et al.*, 2002 ; Harrier & Watson, 2004 ; Akhtar & Siddiqui, 2008 ; Dugassa *et al.*, 1996 ; Singh *et al.*, 2000).

Sur le plan agronomique, les CMA permettent de réduire l'utilisation d'intrants chimiques, tout en optimisant la qualité et la quantité de la production végétale (Lounès-Hadj Sahraoui, 2013). Par leur action synergique sur la nutrition végétale, la structure du sol et la résilience des plantes, ils facilitent la revégétalisation des sites perturbés et amorcent un processus de restauration écologique durable (Thomopoulos *et al.*, 2023).

En outre, la symbiose mycorhizienne arbusculaire peut être mobilisée comme un agent de contrôle biologique, dans la stabilisation des écosystèmes, la restauration écologique des sols contaminés en aidant les plantes à survivre (Ike-Izundu, 2007; Popa *et al.*, 2008 ; Latef, 2011), la restauration des anciens champs (Standish *et al.*, 2007), les techniques de phytoremédiation durables à faible coût (Khan, 2005 ; Trotta *et al.*, 2006), la réhabilitation des sols anthropiques (Grudnicki & Cenușă, 2007 ; Cardinale *et al.*, 2010), l'amélioration de la qualité des sols (Chen *et al.*, 2005), l'agriculture durable (Bethlenfalvay & Barea, 1994 ; Hause & Schaarschmidt, 2009), l'assurance de la qualité des produits horticoles (Paliyath *et al.*, 2008).

Matériels
&
Méthodes

1. Étude du site

L'étude a été menée sur un site localisé au niveau d'une ancienne carrière exploitée par l'Entreprise Nationale des Granulats (ENG) (**Figure 4**). Cette carrière est située à Chaâbet El Leham, à proximité de la commune d'El Malah, dans la wilaya d'Ain Témouchent (35°21'19.1"N 1°07'11.0"W) (**Figure 5**). Elle a cessé ses activités en 2006, suite à l'épuisement de ses réserves en matériaux. Depuis l'arrêt de son exploitation, le site est resté à l'abandon, exposé aux phénomènes naturels de dégradation et d'érosion, sans aucune intervention de réhabilitation ou de restauration écologique.

Ain Témouchent a un climat méditerranéen avec des étés chauds et secs (20-30°C et plus) et des hivers doux et humides (min. Rarement sous 6°C, max. 15-18°C). Les pluies sont faibles (environ 316 mm par an) et tombent surtout en hiver et au printemps.



Figure 4: Photographies du site d'étude dans la carrière de granulats de l'ENG à Chaâbet El Leham (Ain Témouchent).

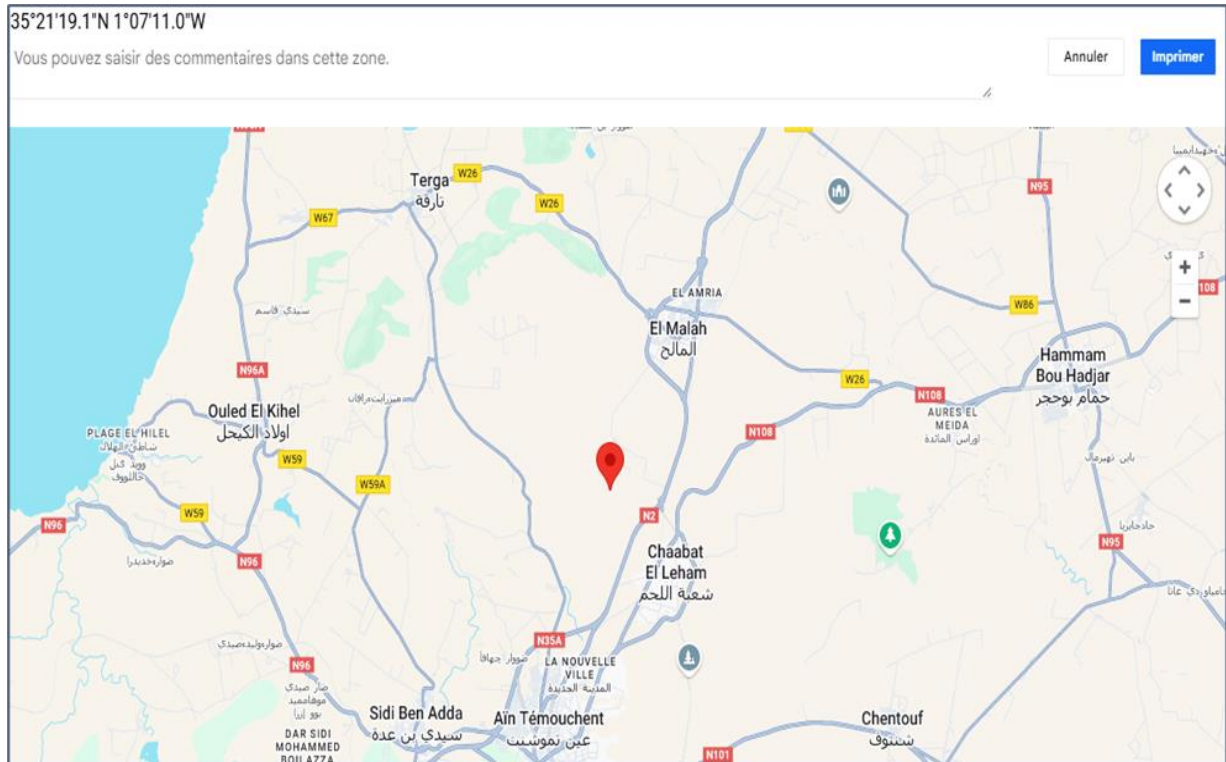


Figure 5: Localisation du site d'étude
 (<https://maps.app.goo.gl/uNB6Z7NSjHsatdHf8>)

2. Prospection botanique

La sortie sur terrain a permis d'identifier la présence de nombreuses espèces végétales sur le site étudié. Un inventaire floristique a ainsi été réalisé afin de recenser les différentes espèces présentes et d'évaluer leur répartition écologique.

Dans le cadre de cette prospection botanique, l'attention a été portée sur les espèces végétales pionnières, capables de coloniser des sols dégradés ou pauvres, souvent soumises à des conditions climatiques extrêmes. Parmi ces espèces, l'euphorbe méditerranéenne (*Euphorbia dendroides*) a été sélectionnée en raison de sa résilience écologique, de sa capacité à se développer sur des substrats rocheux et de ses interactions possibles avec la microflore du sol.

Cette plante constitue un modèle pertinent pour l'étude du potentiel microbien d'un sol rhizosphérique, notamment dans le contexte de la restauration des sols dégradés. Son système racinaire, bien adapté aux milieux secs, offre un habitat favorable à une diversité de

microorganismes susceptibles de jouer un rôle clé dans la dynamique de la fertilité des sols et dans les processus de recolonisation végétale.

3. Échantillonnage

Les échantillons de sol ont été prélevés à une profondeur comprise entre 15 et 20 cm autour du pied de la plante d'intérêt (*Euphorbia dendroides*) (**Figure 6**). Parallèlement, un échantillonnage est effectué dans une zone nue, dépourvue de végétation. Pour chaque type de sol (rhizosphérique et non végétalisé), trois points de prélèvement ont été sélectionnés de manière aléatoire.

Ces échantillons de sol collectés sont tout d'abord tamisés à l'aide d'un tamis de maille de 2 mm afin d'éliminer les débris végétaux, cailloux et particules grossières. Chaque type de sol tamisé est ensuite homogénéisé pour constituer un échantillon composite représentatif du site étudié. Ce mélange est ensuite séché à température ambiante par étalement en couche mince, afin de réduire l'humidité sans altérer la microflore présente. Une fois sec, le sol est conditionné dans des sachets en plastique propres et étiquetés, puis conservé au réfrigérateur à 4 °C jusqu'aux analyses microbiologiques, afin de préserver l'activité microbienne et limiter les contaminations.



Figure 6 : Échantillonnage du sol.

4. Quantification des populations microbiennes

4.1. Préparation des dilutions en série

Afin de quantifier la microflore bactérienne et fongique associée au sol rhizosphérique de l'euphorbe méditerranéenne ainsi qu'au sol nu, des dilutions en série ont été réalisées à partir de deux types d'échantillons de sol. Pour chaque type de sol, dix grammes d'échantillon tamisé et homogénéisé ont été introduits dans un flacon contenant 90 ml d'eau physiologique stérile (0,9%), constituant ainsi la dilution mère (10^{-1}). Le mélange a été agité vigoureusement à l'aide d'un agitateur orbital pendant 15 minutes afin de détacher les microorganismes adhérant aux particules solides du sol. À partir de cette suspension homogène (dilution 10^{-1}), une série de dilutions décimales successives a été réalisée. Pour ce faire, 1 ml de la suspension a été prélevé de manière aseptique à l'aide d'une micropipette stérile, puis transféré dans un tube contenant 9 ml d'eau physiologique stérile, constituant ainsi la dilution 10^{-2} . Ce mélange a été brièvement agité à l'aide d'un vortex. Le même procédé a été répété pour obtenir les dilutions suivantes, en prélevant à chaque étape 1 ml de la dilution précédente et en le transférant dans un nouveau tube contenant 9 ml d'eau physiologique stérile, jusqu'à atteindre la dilution 10^{-6} .

4.2. Ensemencement et incubation

L'ensemencement a été réalisé par étalement de 0,1 ml de chaque dilution sur la surface des milieux solides en boîtes de Pétri stériles. Pour les bactéries aérobies mésophiles, les ensemencements ont été faits sur le milieu de culture PCA (Plate Count Agar) (**Annexe 1**) à partir des dilutions 10^{-2} à 10^{-6} en triplicata. Pour le dénombrement des moisissures et levures, l'étalement a été effectué sur le milieu PDA (Potato Dextrose Agar) (**Annexe 1**) additionné de deux antibiotiques : Doxynup (100 mg) et Gectapen (0,5 mUI) à raison de 0,02mg/ml chacun, à partir des dilutions 10^{-2} à 10^{-4} .

Les boîtes ensemencées ont ensuite été incubées dans des conditions spécifiques : à 25 °C pendant 3 jours pour le PDA, et à 30 °C pendant 48 heures pour le PCA.

4.3. Dénombrement de la microflore

La charge bactérienne a été déterminée par le comptage des colonies observées sur les boîtes de Pétri après incubation. Seules les boîtes présentant un nombre de colonies compris entre 30 et 300 ont été considérées comme comptables. Les résultats sont exprimés en unités formant colonies par gramme de sol (UFC/g), selon la formule mathématique présentée ci-dessous.

De même, la charge fongique a été évaluée par le dénombrement des colonies de moisissures et levures. Après incubation, seules les boîtes contenant entre 15 et 30 colonies ont été retenues pour le comptage, afin d'assurer la précision des résultats. Ceux-ci sont également exprimés en UFC/g de sol, selon la même formule.

$$\text{UFC/g de sol sec} = N \times F / V$$

où :

- N : nombre moyen de colonies comptées
- F : facteur de dilution correspondant
- V : volumeensemencé (en ml).

5. Extraction et estimation de la densité des spores MA

L'extraction des spores est réalisée selon la méthode du tamisage humide décrite par Gerdemann & Nicholson (1963). Cent grammes de sol de chaque échantillon (sol rhizosphérique de l'euphorbe méditerranéenne et sol nu en trois répétitions) sont mélangés avec 500 ml de l'eau de robinet. Ce mélange est agité pendant une minute puis laissé à décanter pendant trente secondes. Le surnageant est ensuite filtré à travers un jeu de tamis superposés à mailles décroissantes de 500 µm, 200 µm, 63 µm et 45 µm. L'opération est répétée trois fois.

Les contenus du tamis de 200 µm, 63 µm et 45 µm sont récupérés dans de l'eau distillée puis placés dans des tubes de centrifugation. Une solution de saccharose à 60 % (**Annexe 2**) est injectée à l'aide au fond du tube afin de concentrer des spores et réduire les débris de sol (Daniels & Skipper, 1982). Cette solution représentant environ un tiers du volume total à centrifuger. L'ensemble est centrifugé à 1400 tours par minute pendant trois minutes. Le surnageant contenant des spores est récupéré et rincé abondamment à l'eau distillée froide sur un tamis de 45 µm. Les spores sont ensuite observées à la loupe binoculaire et comptées. Le nombre moyen de spores est exprimé pour 100 g de sol sec. Quelques spores sont montées entre lame et lamelle pour une observation microscopique.

6. Potentiel infectieux mycorhizogène du sol

Le Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM) d'un sol évalue sa capacité à initier la formation d'associations mycorhiziennes à partir d'une quantité donnée d'inoculum présent dans ce sol, sous forme de spores, de mycélium et de débris racinaires portant des vésicules (Plenchette, 1989). L'évaluation du PIM repose sur la culture de plantes hôtes mycotrophes cultivées sur une série de dilutions de sol naturel mélangé à un substrat stérilisé.

Dans la présente étude, le sol de la carrière (sol rhizosphérique et sol nu) a été dilué avec du sable stérilisé selon le **tableau 1**. Six dilutions ont été réalisées en triplicata de chaque échantillon de sol étudié (36 pots= 6 dilutions x 3 répétitions x 2 sol). Après homogénéisation rigoureuse, elles ont été conditionnées dans des pots en plastique (100 g de mélange par pot).

Tableau 1: Différentes quantités de sol non stérilisé et stérilisé utilisées pour les dilutions.

Dilution du sol	1	2	3	4	5	6
Quantité de sol naturel (g)	3	6	12	24	48	100
Quantité de sol stérilisé (g)	97	94	88	76	52	0

Le sorgho (*Sorghum bicolor* L.) est choisi comme plante-test dans cette étude. C'est une plante référenciée comme étant une plante hautement mycotrophique (Plenchette & Morel, 1996). Les graines de sorgho sont désinfectées à l'aide d'eau javel (1%) pendant 5 minutes. Elles sont ensuite soigneusement rincées à dix reprises avec de l'eau distillée stérile pour éliminer tout résidu de désinfectant, puis laissées à tremper dans la dernière eau de rinçage pendant 30 minutes. Par la suite, les graines sont placées sur de l'eau gélosée (0,8 %) pour initier la pré-germination. Les boîtes de Pétri sont incubées dans l'obscurité à 22 °C pendant 48 heures.

Les graines ayant germé (**Figure 7**) sont alors transplantées dans 36 pots en plastique, chacun contenant 100 g d'une dilution de sol, à raison de 10 graines par pot. La culture se poursuit pendant deux semaines, avec un arrosage a été effectué quotidiennement avec de l'eau distillée stérile (120°C, 20 minutes).



Figure 7 : Les graines prégermées de sorgho.

Après 15 jours de culture, les systèmes racinaires sont prélevés et colorés selon la méthode décrite par Phillips & Hayman (1970). Ils sont ensuite observés au microscope (grossissement 40x). Tout système racinaire présentant au moins un point d'infection (hyphes pénétrant les tissus racinaires) est considéré comme mycorhizé. Le pourcentage de plantes mycorhizées est ensuite calculé pour chaque pot.

Des régressions linéaires ($Y = a X + b$) sont établies en mettant en relation le pourcentage de plantes mycorhizées avec le logarithme de la quantité de sol non stérilisé, conformément à la méthode de Duponnois *et al.* (2001). Les résultats sont exprimés en Unités de Potentiel Infectieux Mycorhizogène (UPIM) pour 100 g de sol. Le PIM50 correspond à la quantité de sol non stérilisé nécessaire pour atteindre une mycorhization de 50 % des plantes testées dans les conditions expérimentales du bioessai.

7. Mesure de l'activité microbienne globale des sols

La respiration basale du sol constitue un indicateur essentiel de l'activité microbienne et de la qualité biologique des sols. Cette mesure permet d'évaluer indirectement l'intensité de l'activité microbienne dans le sol étudié, et de comparer, par exemple, un sol nu à un sol rhizosphérique associé à une plante pionnière telle que l'euphorbe méditerranéenne (Alef & Nannipieri, 1995).

Elle correspond à la quantité de dioxyde de carbone (CO_2) libérée naturellement par les microorganismes lors de la décomposition de la matière organique. Pour mesurer cette activité, une quantité de 50 g de chaque type de sol est placée dans un bocal hermétiquement fermé, accompagné d'un récipient contenant 10 ml de NaOH 0,1 M, qui capte le CO_2 émis. L'incubation s'effectue à température constante (souvent autour de 25 °C) pendant 48 heures.

MATERIELS & METHODES

À la fin de l'incubation, la capsule contenant la solution de NaOH 0,1 M est soigneusement retirée du bocal à l'aide d'une pince stérile, puis transférée dans un bécher propre. Quelques gouttes de phénolphtaléine sont ajoutées à la solution : la présence de NaOH non neutralisé par le CO₂ libéré se manifeste par une coloration rose. La solution est ensuite titrée goutte à goutte avec de l'acide chlorhydrique (HCl 0,1 M) à l'aide d'une burette, jusqu'à la décoloration complète de la solution, indiquant le point d'équivalence.

Le volume d'acide utilisé est soigneusement noté, car il permet de calculer la quantité de CO₂ effectivement libérée par le sol au cours de l'incubation. Cette donnée reflète l'intensité de la respiration microbienne du sol étudié. La différence entre le NaOH initial et celui restant après incubation permet de calculer la quantité de CO₂ produite par l'activité microbienne du sol.

Résultats
&
Discussion

1. Site d'étude

Dans le cadre de notre étude, une visite a été effectuée sur le site d'une carrière de granulats située entre Aïn Témouchent et El Maleh, en vue du prélèvement des échantillons de sol dégradés. Malgré des conditions environnementales défavorables, marquées par la sécheresse et une forte altération des propriétés du sol, la présence de plusieurs espèces végétales a été constatée (**Figure 8**). Cette observation témoigne de la capacité de certains écosystèmes à maintenir une certaine résilience face aux perturbations d'origine anthropique (Durand, 2023). Le site illustre par ailleurs les conséquences typiques de la dégradation environnementale post-industrielle (Benali & Khedim, 2021), notamment en raison de l'absence de toute stratégie de réhabilitation. Cette carence freine la reconversion de ces espaces en zones à haute valeur écologique ou sociale, un enjeu majeur dans la gestion des anciennes carrières en contexte méditerranéen (Agence Nationale de l'Environnement, 2018 ; Chérif *et al.*, 2019).

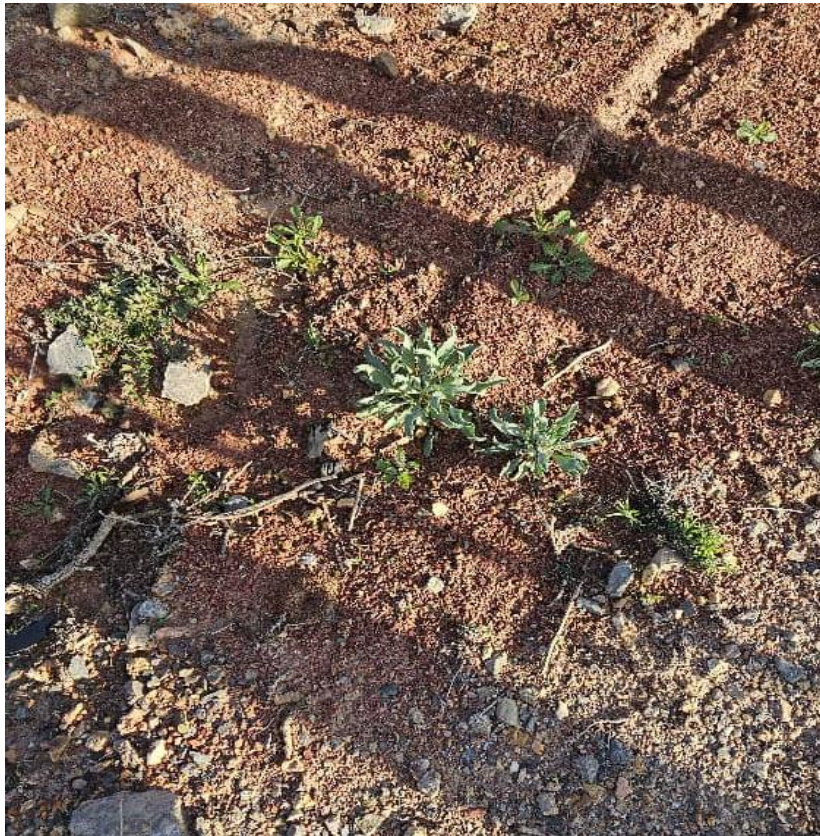


Figure 8 : La végétation du site d'étude.

2. Prospection botanique

Suite à la visite du site d'étude, une certaine diversité végétale a été observée, incluant notamment des espèces telles que *Nicotiana glauca*, *Olea europaea*, *Marrubium vulgare*, *Acacia saligna*, *Matthiola incana* (**Figure 9**), ainsi que *Euphorbia dendroides* (**Figure 10**).



Figure 9 : Les espèces végétales de la carrière.



Figure 10 : L'espèce végétale *Euphorbia dendroides*.

Cette dernière, typique des environnements méditerranéens, a retenu une attention particulière en raison de sa remarquable résilience et de sa capacité à coloniser efficacement les substrats rocheux (Pignatti, 2017). Sa tolérance aux conditions abiotiques extrêmes en fait un modèle pertinent pour étudier les interactions rhizosphériques. Le système racinaire d'*E. dendroides*, naturellement adapté aux environnements arides (Lambers & Oliveira, 2019), favorise le développement de communautés microbiennes spécifiques. Ces micro-organismes, essentiels à la régénération végétale, jouent un rôle déterminant dans la structuration et la fertilité des sols (Philippot *et al.*, 2013). La synergie entre cette plante et sa microflore associée constitue ainsi une piste prometteuse pour le développement de stratégies de restauration écologique des sols dégradés (Vimal *et al.*, 2017).

3. Quantification de la Microflore du Sol

Le dénombrement microbien effectué sur les échantillons de sol rhizosphérique et de sol nu a permis d'estimer la densité des micro-organismes cultivables, à la fois bactériens et fongiques. Les résultats sont exprimés en unités formant colonies par gramme de sol sec (UFC/g) et sont présentés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 2 : Dénombrement microbien sur milieux PCA et PDA

Type de micro-organisme	Milieu	Sol rhizosphérique (UFC/g)	Sol nu (UFC/g)
Bactéries totales	PCA	$1,06 \times 10^6$	$4,6 \times 10^5$
Champignons filamenteux	PDA	$2,4 \times 10^5$	$2,1 \times 10^4$

L'analyse quantitative de la microflore bactérienne et fongique a révélé des différences entre le sol rhizosphérique de l'euphorbe méditerranéenne et le sol nu. Le sol rhizosphérique présente une densité microbienne nettement supérieure à celle du sol nu, tant au niveau des bactéries totales que des champignons filamenteux. Ces résultats confirment l'influence positive de la rhizosphère sur l'abondance microbienne, probablement en raison de l'exsudation racinaire qui constitue une source de nutriments pour les micro-organismes du sol.

Le dénombrement des bactéries hétérotrophes totales sur le milieu PCA a révélé une densité moyenne de $1,06 \times 10^6$ UFC/g dans le sol rhizosphérique et de $4,6 \times 10^5$ UFC/g dans le sol nu. Ces valeurs, bien que modestes par rapport à certains sols agricoles ou forestiers riches en matière organique, restent significatives compte tenu de l'origine dégradée du substrat étudié, à savoir un sol issu d'une carrière de granulats.

En général, les sols naturels non perturbés présentent des densités bactériennes totales pouvant atteindre 10^7 à 10^9 UFC/g (Torsvik & Øvreås, 2002 ; van Elsas *et al.*, 2007), en fonction de leur teneur en matière organique, de leur texture, de leur pH et de leur teneur en eau. À titre de comparaison, les sols fortement dégradés, notamment ceux issus d'activités extractives (mines, carrières), sont souvent appauvris en carbone organique, dépourvus de structure, pauvres en éléments nutritifs et peuvent contenir des matériaux toxiques ou physiquement contraignants pour la vie microbienne (Joner & Leyval, 2003 ; Mendez *et al.*, 2007). Ces conditions entraînent généralement une réduction marquée de la biomasse microbienne, avec des densités bactériennes qui peuvent chuter à $10^3 - 10^5$ UFC/g, voire moins dans les zones les plus stériles (Wong, 2003).

Dans ce contexte, les densités obtenues dans les échantillons analysés traduisent une activité microbienne modérée à relativement bonne pour un sol de carrière, suggérant l'existence d'un certain niveau de résilience ou de recolonisation biologique. Ce phénomène pourrait être favorisé par des facteurs tels que la présence d'une végétation pionnière (comme l'euphorbe méditerranéenne), les apports éoliens ou la décomposition lente de matières organiques résiduelles. Par ailleurs, la présence de bactéries hétérotrophes en quantité notable constitue un indicateur biologique important de la fertilité potentielle d'un sol et de sa capacité à évoluer vers un état plus fonctionnel (Nannipieri *et al.*, 2003).

Le dénombrement des champignons filamenteux sur le milieu PDA a permis d'estimer une densité de $2,4 \times 10^5$ UFC/g dans le sol rhizosphérique et de $2,1 \times 10^4$ UFC/g dans le sol nu. Ces densités témoignent de la présence active de microchampignons dans un sol pourtant issu d'un substrat fortement dégradé, caractéristique des sols de carrière. De manière générale, les sols naturels riches en matière organique, bien structurés et stables présentent des densités fongiques allant de 10^5 à plus de 10^7 UFC/g, selon le type de sol, les conditions climatiques, la couverture végétale et la saison (Gams, 2007 ; Dighton, 2003). En revanche, dans les sols dégradés ou perturbés, et particulièrement ceux affectés par des activités extractives (comme l'exploitation de granulats), les densités de champignons filamenteux sont souvent réduites (Kabata-Pendias, 2001 ; Mendez *et al.*, 2007), en raison de la pauvreté en matière organique, des conditions physiques défavorables (compaction, faible porosité), et parfois de la présence de métaux lourds ou autres éléments toxiques.

Les valeurs observées dans cette étude, bien que modestes comparées aux sols agricoles ou forestiers, révèlent une activité fongique non négligeable, ce qui peut être interprété comme un signal de reprise progressive de l'activité biologique, notamment dans les zones où une végétation s'est installée. En effet, les champignons filamenteux jouent un rôle clé dans la décomposition de la matière organique, la libération des nutriments et l'agrégation des particules du sol. Ils sont également capables de tolérer des conditions environnementales extrêmes, et leur présence peut indiquer un certain degré de résilience écologique du sol (van der Heijden *et al.*, 2008).

Par ailleurs, dans les contextes de sols perturbés, certaines espèces fongiques, notamment les Ascomycètes et les Zygomycètes, sont souvent parmi les premières à recoloniser les substrats pauvres, grâce à leur capacité à se développer rapidement et à coloniser efficacement de nouveaux milieux (Andrade *et al.*, 1997 ; Gadd, 2007). Le développement de

ces microorganismes peut donc être considéré comme un indicateur précoce de restauration des fonctions écologiques du sol.

Ainsi, bien que les résultats restent inférieurs à celles observées dans des écosystèmes pleinement développés, elles révèlent une activité microbienne significative. Cela constitue une base encourageante pour la mise en place de stratégies de restauration écologique ou de phytoremédiation. En particulier, les densités fongiques obtenues indiquent qu'une activité fonctionnelle est déjà en place, malgré la dégradation initiale du substrat, et qu'elle pourrait jouer un rôle important dans la restructuration du sol et l'amélioration progressive de ses propriétés biologiques.

4. Estimation de la densité des spores MA

L'extraction des spores de mycorhizes arbusculaires (MA) réalisée selon la méthode de Gerdemann & Nicholson (1963), avec enrichissement par centrifugation sur gradient de saccharose (Daniels & Skipper, 1982), a permis de quantifier la densité moyenne des spores présentes dans les deux types de sols étudiés (**Tableau 3**).

Tableau 3 : Densité des spores MA (nombre de spores/100 g de sol)

Origine de sol	Densité des spores MA (nombre moyen de spores/100 g de sol).
Sol rhizosphérique	824
Sol nu	405,66

L'observation à la loupe binoculaire a permis de distinguer et de compter les spores de mycorhizes arbusculaires. La densité moyenne des spores isolées du sol nu était de 405,66 spores/100 g de sol, tandis que celle des spores isolées du sol rhizosphérique était de 824 spores/100 g. Ces spores (**Figure 11**) se présentaient généralement sous forme globuleuse à subglobuleuse, de couleur jaune à brun clair, avec des tailles variant entre 40 µm et 150 µm, ce qui est caractéristique des genres courants de Glomeromycètes tels que *Glomus*, *Acaulospora* ou *Scutellospora* (Morton & Benny, 1990).

En général, la densité des spores de MA dans les sols naturels varie fortement selon l'écosystème, la saison, la nature de la végétation et le type de sol. Des densités supérieures à 1000 spores / 100 g de sol sec sont fréquentes dans des agroécosystèmes bien établis ou des prairies permanentes (Johnson *et al.*, 1991 ; Oehl *et al.*, 2003). À l'inverse, dans les sols perturbés, compactés ou appauvris (comme les substrats issus de carrières, de sites miniers ou

RESULTATS & DISCUSSION

de remblais), les densités de spores peuvent chuter en dessous de 200 spores / 100 g, voire être quasi nulles (Cuenca *et al.*, 1998 ; Entry *et al.*, 2002).

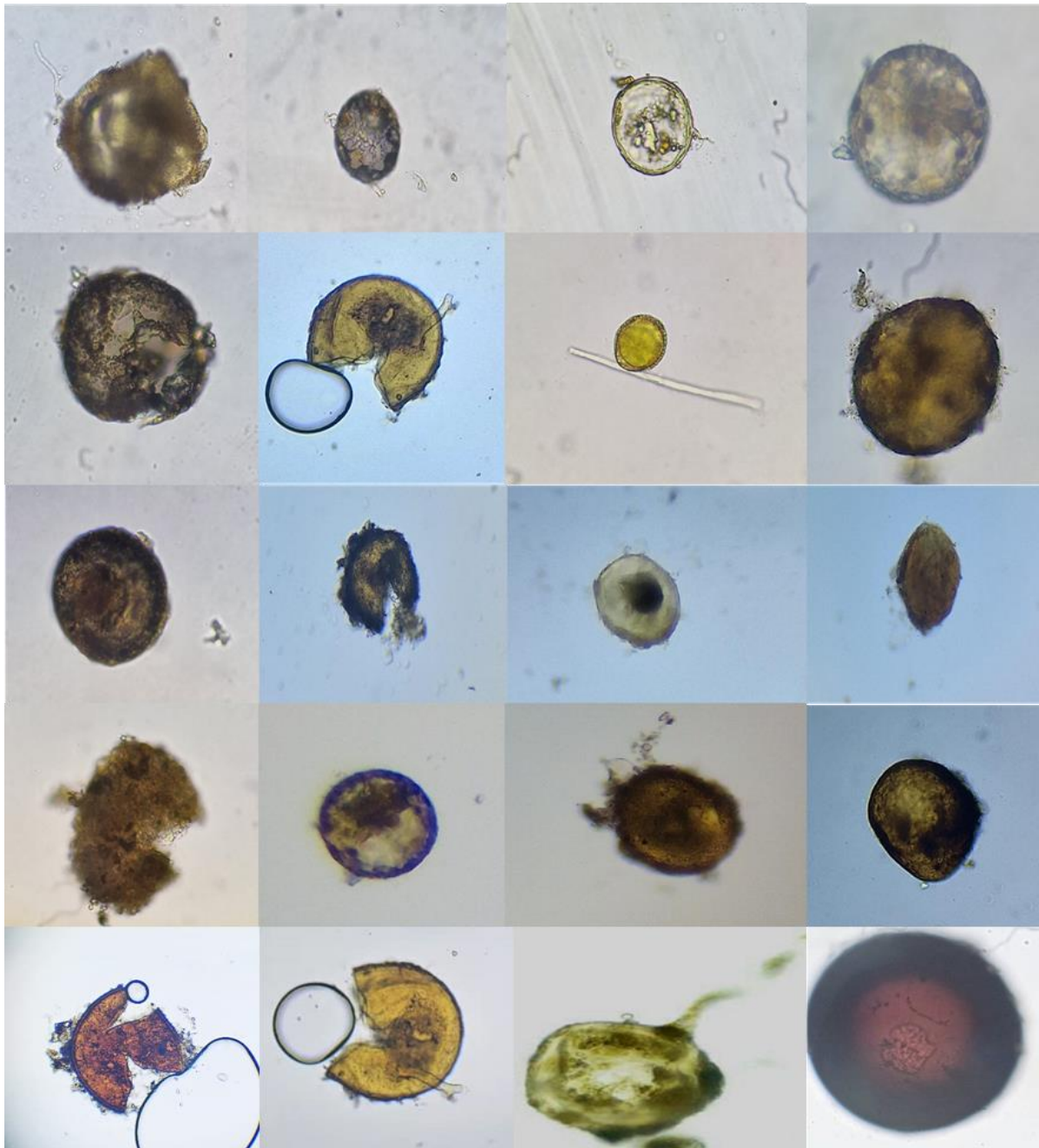


Figure 11 : Observation microscopique des spores (Gr×10 et ×40).

L'abondance de spores, bien que modérée par rapport aux écosystèmes naturellement riches en symbioses mycorhiziennes, demeure notable dans un substrat fortement dégradé comme celui d'une ancienne carrière de granulats. Elle témoigne de la présence active d'un réseau mycorhizien fonctionnel, susceptible de contribuer à la restructuration biologique du sol et à la recolonisation végétale. Cette activité peut résulter de la recolonisation par des plantes

pionnières mycorhiziennes, de la dispersion naturelle des propagules, mais aussi de la résilience écologique des CMA, dont les spores sont durables et résistantes (Smith & Read, 2008). La densité plus élevée observée dans la rhizosphère met en évidence l'influence stimulante des exsudats racinaires sur la symbiose (Buee *et al.*, 2000), tandis que la présence non négligeable de spores dans le sol nu révèle un potentiel biologique exploitable pour la restauration écologique.

5. Potentiel infectieux mycorhizogène des sols (PIM)

Le Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM) permet d'estimer la capacité d'un sol à induire la formation de symbioses mycorhiziennes avec une plante hôte mycotrophe, ici le *Sorghum bicolor*, sur la base d'un test biologique en conditions contrôlées. Cette approche, basée sur la méthode de Plenchette (1989), repose sur l'enregistrement du pourcentage de plantes colonisées en fonction d'une série de dilutions de sol non stérilisé.

5.1.Observation des systèmes racinaires

Les systèmes racinaires destinés à l'étude de la colonisation mycorhizienne ont été prélevés après 15 jours de culture (**Figure 12, 13**). Le pourcentage de plantules mycorhizées, correspondant à chaque dilution du test biologique, est ensuite déterminé (**Tableau 4**) à l'issue d'observations microscopiques réalisées sur l'ensemble des racines, préalablement colorées au bleu de Trypan (**Figure 14**).



Figure 12 : Des cultures de Sorgho après 15 jours (6 dilutions x 3 répétitions x 2 sol).



Figure 13 : Les plantules du sorgho déterrées.

Tableau 4 : Les pourcentages des plantules mycorhizées de chaque dilution du test biologique

Dilutions de sol nu	1	2	3	4	5	6
Pourcentage des plantes mycorhizés %	10	16.66	26.66	33.33	36.66	60
Dilutions de sol rhizosphérique	1	2	3	4	5	6
Pourcentage des plantes mycorhizés %	10	26.66	33.33	46.66	63.33	66

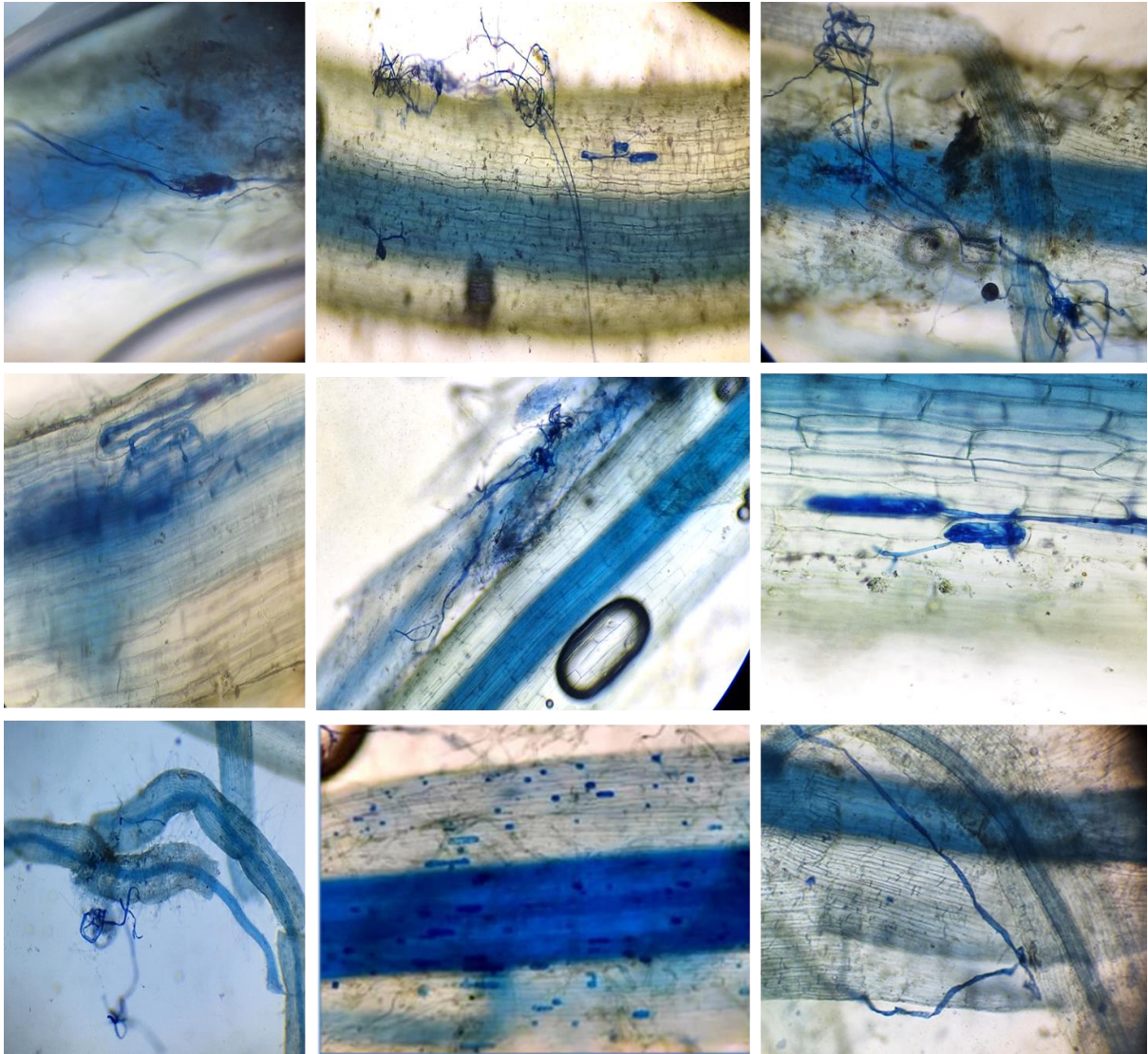


Figure 14 : Observation microscopique des systèmes racinaires de Sorgho colorés au bleu de Trypan (Gr×10 et ×40).

5.2.Calcul du PIM50

Les pourcentages de plantules mycorhizées obtenus pour chaque dilution de sol ont été traités à l'aide du logiciel Excel. Des courbes de régression linéaire (de la forme $Y = aX + b$) ont été établies, en mettant en relation le pourcentage de mycorhization avec le logarithme de la quantité de sol naturel. Les équations de ces droites de régression, ainsi que les coefficients de détermination (R^2), ont été générés automatiquement par le logiciel et sont présentés dans les figures ci-après (**Figures 15, 16**).

RESULTATS & DISCUSSION

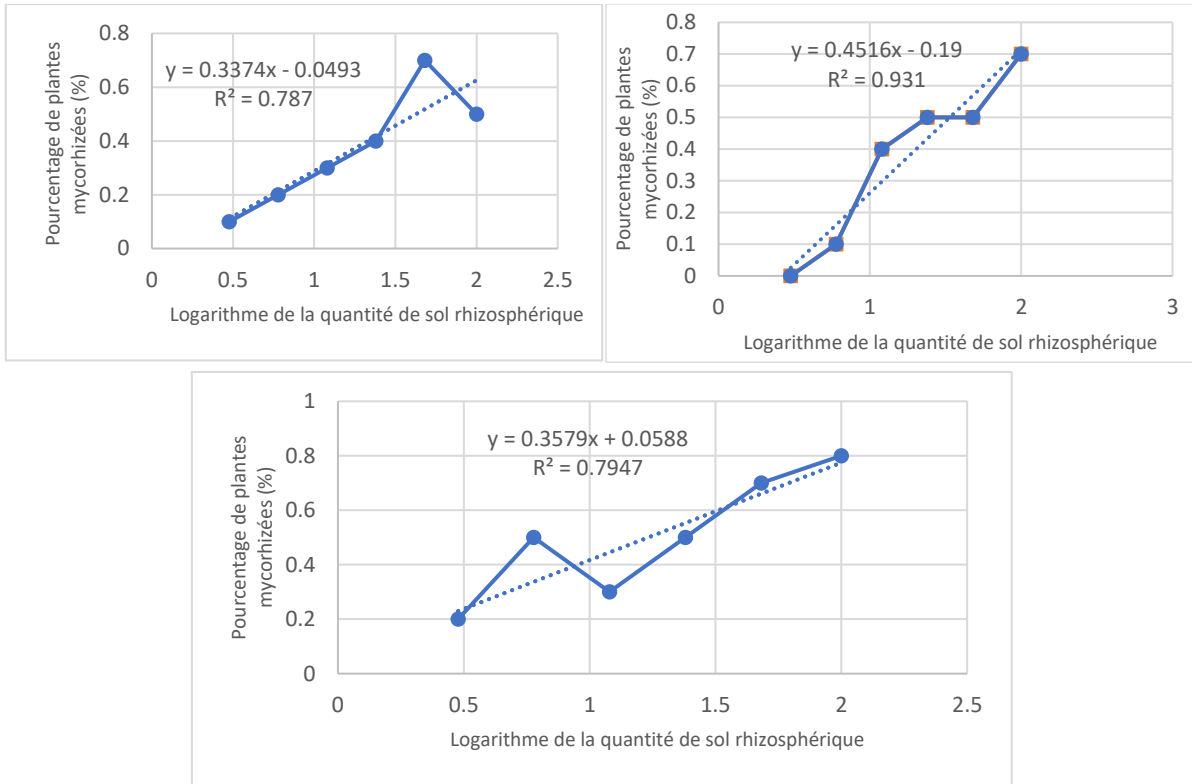


Figure 15 : Les régressions linéaires 1, 2,3 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol rhizosphérique.

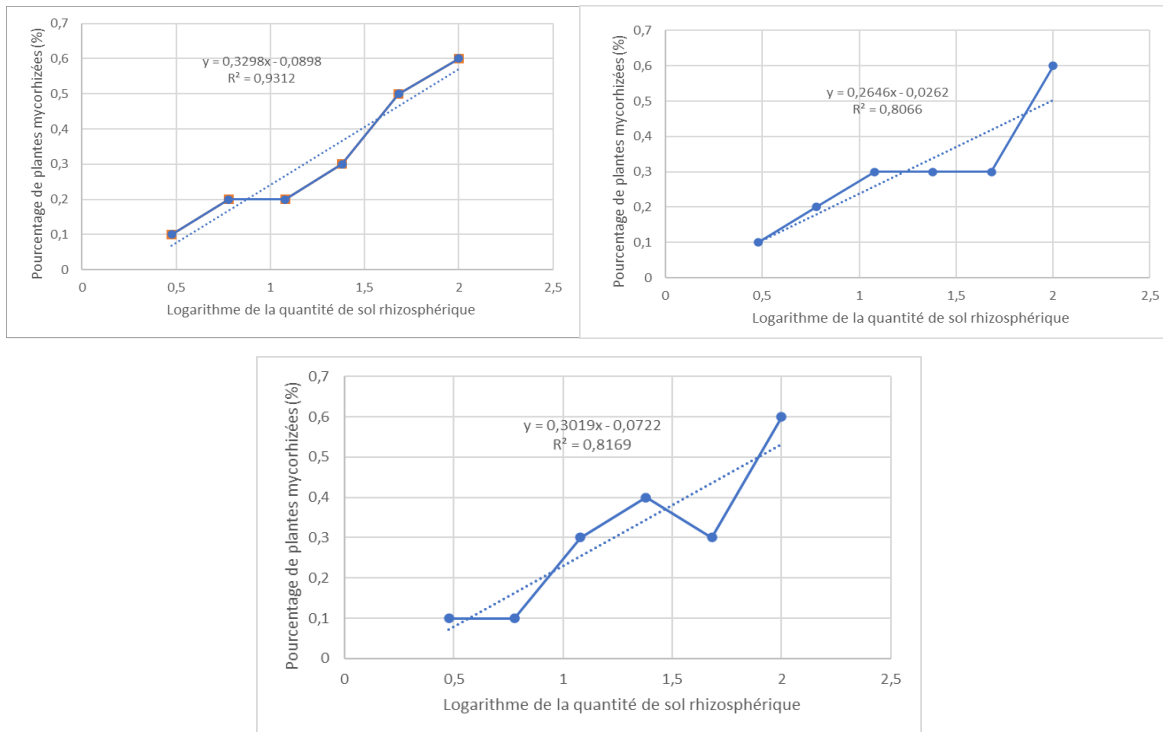


Figure 16 : Les régressions linéaires 1, 2,3 dessinée à partir de la relation pourcentage de plantes mycorhizées en fonction du logarithme de la quantité de sol nu.

RESULTATS & DISCUSSION

Le PIM₅₀ correspond à la valeur de X lorsque Y atteint 0,5 dans l'équation de régression linéaire (**Annexe 3**). Il représente la quantité de sol nécessaire pour atteindre 50 % de mycorhization des plantes dans les conditions du test biologique. Une faible valeur de PIM₅₀ indique un potentiel infectieux élevé du sol. Les valeurs de PIM₅₀ obtenues (**Tableau 5**), c'est-à-dire la quantité de sol non stérilisé nécessaire pour atteindre un taux de mycorhization de 50 % chez la plante test *Sorghum bicolor*, sont de 32,11 g pour le sol rhizosphérique de l'euphorbe méditerranéenne, et de 77,79 g pour le sol nu.

Tableau 5 : Le potentiel infectieux mycorhizogène des deux sols.

Origine du sol	R ²	PIM ₅₀	Nb des unités de PIM
Sol rhizosphérique	0.83	32,11	3,55
Sol nu	0.84	77,62	1,33

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

Dans notre étude, le PIM du sol rhizosphérique s'élève à 32,11 g, une valeur modérée qui suggère une certaine activité biologique persistante, probablement maintenue par la présence de la plante hôte. Cette observation est cohérente avec la littérature, qui souligne que la proximité des racines stimule la prolifération des propagules mycorhiziennes grâce aux exsudats racinaires, qui constituent une source de carbone essentielle pour les AMF (Smith & Read, 2008 ; Gianinazzi *et al.*, 2010). En assurant un apport constant en composés organiques frais, la rhizosphère favorise ainsi le maintien d'une communauté fongique active.

À l'inverse, dans le sol nu, le PIM atteint 77,79 g, indiquant une infectivité très faible. En l'absence de racines vivantes, l'activité mycorhizienne est fortement réduite, les spores ayant une capacité limitée à persister sans plante hôte, surtout lorsque les conditions du sol (humidité, structure, matière organique) sont défavorables (Barea *et al.*, 2002). Ce constat est

typique des substrats dévégétalisés ou fortement dégradés, tels que ceux issus d'anciennes carrières de granulats.

Selon Plenchette (1989) et Duponnois *et al.* (2001), les sols perturbés présentent fréquemment des PIM supérieurs à 60 g, traduisant une faible densité de propagules viables. À l'inverse, les sols non perturbés riches en biodiversité microbienne, comme les sols forestiers ou agricoles peu intensifiés, affichent généralement des PIM inférieurs à 30 g. De plus, plusieurs auteurs soulignent que le PIM est un indicateur sensible de la qualité biologique du sol et de son historique végétal (Oehl *et al.*, 2003).

Ainsi, la différence de PIM entre les deux types de sols confirme que la présence de plantes mycotrophes et le développement racinaire sont des facteurs déterminants dans le maintien et la stimulation des communautés mycorhiziennes (Gianinazzi *et al.*, 2010 ; Smith & Read, 2008). Le sol rhizosphérique apparaît comme un réservoir biologique riche en propagules infectieuses, essentiel pour la réussite de la symbiose mycorhizienne (Plenchette, 1989 ; Oehl *et al.*, 2003). En revanche, le sol nu présente un potentiel très limité, ce qui souligne l'importance de la végétalisation spontanée ou assistée dans les stratégies de restauration écologique des substrats dégradés (Duponnois *et al.*, 2001 ; Barea *et al.*, 2002).

6. Mesure de l'activité microbienne globale des sols

La respiration basale du sol constitue un indicateur clé de l'activité microbienne endogène, c'est-à-dire de la dégradation naturelle de la matière organique par les micro-organismes en l'absence d'apport externe de substrat carboné (Anderson, 1982). Dans cette étude, les mesures calculées (**Annexe 4**) montrent que le sol rhizosphérique libère 5,28 mg de CO₂ pour 50 g de sol en 48 heures, soit le double de la quantité libérée par le sol nu (2,64 mg) (**Tableau 6**).

Tableau 6 : Activité microbienne évaluée par production de CO₂ dans deux types de sols.

Paramètre mesuré	Sol rhizosphérique	Sol nu
Masse de sol incubée	50 g	50 g
CO ₂ total produit en 48 h	5,28 mg	2,64 mg
Respiration basale (mg CO ₂ /kg/jour)	52,8	26,4

RESULTATS & DISCUSSION

Les valeurs mesurées dans cette étude peuvent être mises en perspective avec celles rapportées dans la littérature pour différents types de sols. Dans les sols agricoles tempérés, la respiration basale varie généralement entre 50 et 150 mg CO₂/kg/jour, selon la gestion et la teneur en matière organique (Gregorich & Carter, 2007), tandis que dans les sols tropicaux riches, elle peut atteindre jusqu'à 200 mg CO₂/kg/jour (Saviozzi *et al.*, 2001). À l'opposé, les sols dégradés ou pauvres en biomasse microbienne présentent des niveaux beaucoup plus faibles, généralement compris entre 10 et 50 mg CO₂/kg/jour, comme l'indiquent les travaux d'Insam (1990) sur les sols nus ou compactés. Ainsi, les résultats obtenus ici placent le sol rhizosphérique dans la plage basse à intermédiaire des sols bien structurés, tandis que le sol nu se rapproche des valeurs caractéristiques des substrats dégradés.

Une différence nette d'activité microbienne entre deux types de sols est observée. Cette différence de respiration basale traduit une activité biologique plus intense dans le sol rhizosphérique, reflet d'une communauté microbienne plus active et diversifiée.

Ce constat rejoint les observations de Kuzyakov & Cheng (2001) et de Insam (1990), qui indiquent que la présence de racines vivantes peut multiplier par deux à trois l'intensité respiratoire du sol. En effet, la rhizosphère est une zone d'intense activité biologique, stimulée par les exsudats racinaires, véritables substrats carbonés facilement assimilables par les microorganismes (Paul, 2014). Ces composés organiques stimulent à la fois la croissance microbienne et l'activité enzymatique, comme l'ont montré Schnürer & Rosswall (1982) et plus récemment Baohanta *et al.* (2021).

Cette comparaison met en évidence le rôle central de la rhizosphère dans la régénération biologique des sols, en particulier dans les milieux fortement perturbés comme les carrières, où la présence de plantes pionnières contribue à réactiver la respiration microbienne et à amorcer les processus de restauration écologique.

Conclusion

&

Perspectives

Conclusion et perspectives

Les travaux menés dans le cadre de ce mémoire avaient pour objectif d'évaluer le potentiel microbien et mycorhizogène de sols dégradés issus d'une ancienne carrière de granulats située à Chaâbet El Leham (wilaya d'Aïn Témouchent). L'étude s'est appuyée sur l'analyse comparative entre un sol nu et un sol rhizosphérique influencé par une espèce pionnière, *Euphorbia dendroides*, afin de mieux comprendre les interactions entre la végétation spontanée, la microflore du sol et les processus de régénération biologique.

Pour ce faire, plusieurs paramètres microbiens et mycorhiziens ont été évalués : le dénombrement des bactéries et champignons cultivables, la densité des spores mycorhiziennes arbusculaires, le potentiel infectieux mycorhizogène (PIM) ainsi que la respiration basale (mesurée par piégeage du CO₂).

Les résultats ont montré une activité microbienne nettement plus élevée dans le sol rhizosphérique, aussi bien en termes de respiration que de densité de spores ou de populations bactériennes. La rhizosphère apparaît ainsi comme un réservoir biologique, favorisant la présence et l'activité des champignons mycorhiziens arbusculaires grâce aux exsudats racinaires.

Ces observations confirment l'importance des plantes pionnières dans la restauration des sols dégradés, notamment en milieux post-industriels. La présence de *Euphorbia dendroides* contribue à l'amélioration des propriétés biologiques du sol et à la reconstitution d'une communauté microbienne fonctionnelle, condition essentielle à une recolonisation végétale durable.

En somme, cette étude met en évidence l'importance d'intégrer pleinement les microorganismes, et en particulier la mycorhization naturelle, comme acteurs clés dans les stratégies de réhabilitation des sols dégradés. L'approche intégrée sol-plante-microorganismes permet non seulement de mieux comprendre les dynamiques biologiques du sol, mais aussi d'ouvrir des perspectives concrètes en biorestauration. Identifier des communautés microbiennes résilientes ou fonctionnelles pourrait ainsi contribuer à améliorer la structure des sols, rétablir les cycles biogéochimiques et favoriser la biodécontamination. Ces résultats constituent une base prometteuse pour le développement de bio-inoculants ciblés et de pratiques de gestion adaptées, afin d'accélérer et de pérenniser la restauration des sols dégradés.

Références

Bibliographiques

Références bibliographiques

- Akcil, A., & Koldas, S (2006). Acid Mine Drainage (AMD): causes, treatment and case studies. **Journal of Cleaner Production, 14*(12–13), 1139–1145.*
- Alef, K., & Nannipieri, P. (1995). *Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry.* Academic Press.
- Alexander, M. (1982). **Introduction to Soil Microbiology** (2nd ed.). John Wiley & Sons.
- Alloway, B.J. (2013). **Heavy Metals in Soils: Trace Metals and Metalloids in Soils and their Bioavailability**. Springer.
- Andrade, G., Mihara, K. L., Linderman, R. G., & Bethlenfalvay, G. J.** (1997). Bacteria from rhizosphere and hyphosphere soils of different arbuscular-mycorrhizal fungi. **Plant and Soil, 192*(1), 71–79.*
- Atlas, R. M., & Snyder, J. W. (2014). **Handbook of Microbiological Media** (4th ed.). CRC Press.
- Akhtar, M. S., & Siddiqui, Z. A. (2008). Arbuscular mycorrhizal fungi as potential bioprotectants against plant pathogens. In *Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry* (pp. 61–97). Springer.
- Anderson, J. P. E. (1982). Soil respiration. In A. L. Page (Ed.), *Methods of Soil Analysis* (Vol. 2, pp. 831–871). ASA & SSSA.
- Augé, R. M. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza, 11(1), 3–42.*
- Augé, R. M. (2004). Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. *Canadian Journal of Soil Science, 84, 373–381.*
- Barea, J. M., Pozo, M. J., Azcón, R., & Azcón-Aguilar, C. (2002). Microbial co-operation in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany, 53(373), 1–11.*
- Benali, F., & Khedim, A. (2021). Évaluation de la diversité microbienne des sols d’une zone aride en Algérie. *Revue des Bioressources, 8(2), 45–53.*
- Bonfante, P., & Fasolo, F. (1984). Electron microscope studies on the host-endophyte relationship in endomycorrhiza. *Protoplasma, 118, 50–61.*
- Bonkowski, M. (2004). Protozoa and plant growth: the microbial loop in soil revisited. *New Phytologist, 162, 617–631.*
- Baohanta R.H., Ratsizafy I., Maevatiana H., Rakoto F.N.J., Andrianandrasana M.D., Randriatafika F., Ramanamanjato J.B., Razakatiana T.E., Ravonjimalala H.R., Randriambanona H., Duponnois Robin, Ramanankierana H. (2021). Fonctionnement microbien des sols rhizosphériques d'espèces végétales natives d'un écosystème minier de Madagascar. In : Profizi Jean Pierre (ed.), Ardila-Chauvet Stéphanie (ed.), Billot C. (ed.), Couteron Pierre (ed.), Delmas M. (ed.), Diep T.M.H. (ed.), Grandcolas P. (ed.), Kokou K. (ed.), Muller S. (ed.), Rana Anshuman (ed.), Ranarijaona H. L. T. (ed.), Sonke B. (ed.). *Biodiversité des écosystèmes intertropicaux : connaissance, gestion durable et valorisation.* Marseille : IRD, 625-636. (Synthèses). ISBN 978-2-7099-2938-7.
- Bazot, S. (2005). Contribution à l’étude de l’allocation des photoassimilats récents dans la plante et la rhizosphère chez une graminée pérenne. **Unité Mixte de Recherche INRA INPL Agronomie Environnement Nancy Colmar, 176*, 25–26.*
- Berendsen, R. L., Pieterse, C. M. J., & Bakker, P. A. H. M. (2012). The rhizosphere microbiome and plant health. **Trends in Plant Science, 17*, 478–486.*
- Bertin, C., Yang, X., & Weston, L. A. (2003). The role of root exudates and allelochemicals in the rhizosphere. **Plant and Soil, 256*, 67–83.*

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Bradshaw, A. D. (1997). The biology of land reclamation. **Transactions of the Institute of British Geographers*, 22*(1), 1-17.
- Brady, N. C., & Weil, R. R. (2016). **The Nature and Properties of Soils** (15th ed.). Pearson Education.
- Bridges, E. M., & Oldeman, L. R. (1999). Global assessment of human-induced soil degradation. **Global Change Newsletter*, 39*, 7–9.
- Brundrett, M. C., & Tedersoo, L. (2018). Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*.
- Brown, H. M., Joshi, M. M., & Van A (1987). Rapid soil microbial degradation of DPX M6316. **In Proceedings of the 1987 Meeting of the Weed Science Society of America*, 17*, No. 75.
- Bünemann, K. B., Bongiorno, G., Bai, Z., Creamer, R. E., De Deyn, G., de Goede, R., ..& Brussaard, L (2018). [Titre de l'article]. **Biology and Biochemistry of Soil**, mai 2018, 105–125.
- Cardinale, M., Grudnikci, M., & Cenușă, C. (2010). Microbial communities in contaminated soils. *Ecological Engineering*, 36, 1178–1188.
- Cavicchioli, R., Ripple, W. J., Timmis, K. N., Azam, F., Bakken, L. R., Baylis, M., ... & Webster, N. S (2019). Scientists’ warning to humanity: microorganisms and climate change. **Nature Reviews Microbiology**.
- Cloutier-Hurteau, B (2009). **Rôle des microorganismes sur la spéciation du Cu, Zn et Al dans la rhizosphère de sols forestiers**. (Thèse) Université de Montréal.
- Cheng, J., Chen, Y., Lin, Y., Shen, Z., & Chen, H. (2019). Effects of AMF, biochar and cadmium on nutrient uptake. *Science of the Total Environment*, 655, 1150–1158.
- Compant, S., Duffy, B., Nowak, J., Clément, C., & Barka, E. A (2005). Use of plant growth promoting bacteria for biocontrol of plant diseases: principles, mechanisms of action, and future prospects. **Applied and Environmental Microbiology*, 71*(9), 4951–4959.
- Daniels, B. A., & Skipper, H. D. (1982). Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. In N. C. Schenck (Ed.), *Methods and Principles of Mycorrhizal Research* (pp. 29–36). APS Press.
- Dighton, J. (2003). *Fungi in Ecosystem Processes*. CRC Press.
- Duponnois, R., Plenchette, C., & Cadet, P. (2001). Mycorrhizes et lutte biologique contre les agents pathogènes des plantes. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 5, 205–214.
- Dugassa, G., et al. (1996). Effects of AM fungi on plant physiology. *Plant and Soil*, 184(2), 297–305.
- Durand, H. (2023). Rôle des mycorrhizes dans les écosystèmes agricoles. *Revue Agronomique Francophone*, 15(1), 78–92.
- Dakora, F. D., & Phillips, D. A (2002). Root exudates as mediators of mineral acquisition in low nutrient environments. **Plant and Soil*, 245*(1), 35–47.
- Davet, P.** (1996). **Vie microbienne du sol et production végétale**. Édition INRA, pp. 19–95.
- Dietrich, M., Böckle, T., Herbold, C. W., Eichorst, S. A., Wobken, D., Richter, A., ... & Ravnskov, S.** (2018–2025). Plusieurs articles dans **Soil Biology and Biochemistry** (mai 2018, décembre 2023, mars 2025).
- Durán, A. P., Rauch, J., & Gaston, K. J. (2013). Global spatial coincidence between protected areas and metal mining activities. **Biological Conservation*, 160*, 272–278.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Elbert, W., Weber, B., Burrows, S., Steinkamp, J., Büdel, B., Andreae, M. O., & Pöschl, U. (2012). Contribution of cryptogamic covers to the global cycles of carbon and nitrogen. *Nature Geoscience*, 5, 459–462.
- Emerson, J. B., et al. (2018). Host-linked soil viral ecology along a permafrost thaw gradient. *Nature Microbiology*, 3, 870–880.
- El Omari, B., & El Ghachtouli, N. (2021). Arbuscular mycorrhizal fungi–weeds interaction in cropping systems: A review. *Symbiosis*, 83, 279–292.
- Fierer, N., & Jackson, R. B. (2006). The diversity and biogeography of soil bacterial communities. *PNAS*, 103(3), 626–631.
- FAO. (2015). **Status of the World’s Soil Resources (SWSR)**.
- FAO & ITPS. (2015). **Status of the World’s Soil Resources**. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Favilli, F. (1990). Écologie microbienne et réhabilitation des terres marginales. **Forêt Méditerranéenne*, 12*(4), 440–442.
- Gianinazzi, S., et al. (2010). Agroecology: The key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*, 20, 519–530.
- 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.
- Gregorich, E. G., & Carter, M. R. (2007). *Soil sampling and methods of analysis* (2nd ed.). CRC Press.
- Grudnicki, M., & Cenușă, C. (2007). Activité microbienne et dégradation des sols pollués. *Revue Roumaine de Biologie*, 52(3), 101–107
- Gadd, G. M. (2007). Geomycology: Biogeochemical transformations of rocks, minerals, metals and radionuclides by fungi, bioweathering and bioremediation. **Mycological Research*, 111*(1), 3–49.
- Gams, W. (2007). Biodiversity of soil inhabiting fungi. **Biodiversity and Conservation*, 16*(1), 69–72.
- Gao, X., Zhang, Y., & Zhao, B. (2020). Arbuscular mycorrhizas modulate plant drought tolerance. *Environmental and Experimental Botany*.
- Garbaye, J. (2013). *La symbiose mycorrhizienne : Une association entre les plantes et les champignons* (Collection Synthèses). Versailles, France : Éditions Quae. ISBN 978-2-7592-1963-6
- Gerhardt, P. (Ed.). (1994). **Methods for General and Molecular Bacteriology**. American Society for Microbiology.
- Gholami, A., Biyari, A., Ghlipoor, M., & Asadi Rahmani, H. (2012). Growth promotion of maize (*Zea mays* L.) by plant growth promoting rhizobacteria under field conditions. **Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 43*(9), 1263–1272.
- Glick, B. R., & Patten, C. L. (2002). **Molecular Biotechnology: Principles and Applications of Recombinant DNA** (3rd ed.). ASM Press.
- Giovannini, L., Palla, M., Agnolucci, M., Avio, L., Sbrana, C., Turrini, A., & Giovannetti, M. (2020). Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Associated Microbiota as Plant Biostimulants: Research Strategies for the Selection of the Best Performing Inocula. *Agronomy*, 10(1), 106.
- Harinisainana BaoHanta, et al. (2021). Activité enzymatique microbienne des sols agricoles de Madagascar. *Journal Africain des Sciences du Sol*, 6(1), 12–22.
- Harrier, L. A., & Watson, C. A. (2004). The role of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable cropping systems. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 113(1–4), 1–5.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Haas, D., & Défago, G. (2005). Biological control of soil-borne pathogens by fluorescent pseudomonads. *Nature Reviews Microbiology*, 3(4), 307–319.
- Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). Trichoderma species—Opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology*, 2(1), 43–56.
- Hamza, M. A., & Anderson, W. K. (2005). Soil compaction in cropping systems. *Soil and Tillage Research*, 82*(2), 121–145.
- Hayashi, H., Akiyama, K., & Matsuzaki, K. (2008). Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature*, 455, 824–827.
- Hiltner, L. (1904). Über neuere Erfahrungen und Probleme auf dem Gebiet der Bodenbakteriologie und unter besonderer Berücksichtigung der Gründung und Brache. *Arb. Deut. Landwirtsch. Ges.*, 98*, 95–78.
- Hobbs, R. J., & Norton, D. A. (1996). Towards a conceptual framework for the restoration of degraded ecosystems. *Restoration Ecology*, 4*(2), 93–112.
- Ike-Izundu, A. (2007). Soil microbial diversity in response to metal pollution. *Environmental Biology Reports*, 4, 65–73.
- Innovations Agronomiques. (2018). Spécial mycorhizes. *Innovations Agronomiques*, 64, INRAE.
- ISO 4833-1:2013. Microbiology of the food chain — Horizontal method for the enumeration of microorganisms — Part 1: Colony count at 30 degrees C by the pour plate technique.
- Johnson, N. C., Zak, D. R., Tilman, D., & Pflieger, F. L. (1991). Dynamics of vesicular–arbuscular mycorrhizae during old field succession. *Oecologia*, 86, 349–358.
- Joner, E. J., & Leyval, C. (2003). Rhizosphere fungal communities and arbuscular mycorrhizal fungi in contaminated soils. *Plant and Soil*, 248*(1–2), 143–155.
- Kuzyakov, Y., & Cheng, W. (2001). Photosynthesis controls of rhizosphere respiration and organic matter decomposition. *Soil Biology and Biochemistry*, 33(14), 1915–1925.
- Kabata Pendias, A. X. (2001). *Trace Elements in Soils and Plants** (3rd ed.). CRC Press.
- Kamoun, S., Furzer, O., Jones, J. D. G., Judelson, H. S., Ali, G. S., Dalio, R. J. D., ... & Tyler, B. M. (2015). The Top 10 oomycete pathogens in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology*, 16(4), 413–434.
- Lingua, G., et al. (2002). Arbuscular mycorrhizal fungi influence the rhizosphere microflora. *Plant and Soil*, 245, 261–270.
- Lounès-Hadj Sahraoui, A. (2013). Les symbioses mycorrhiziennes: de l'écologie à la biotechnologie. *Revue des Bioressources*, 9(1), 22–35.
- Lal, R. (2001). Soil degradation by erosion. *Land Degradation & Development*, 12*(6), 519–539.
- Lal, R. (2015). The importance of soil in achieving the Sustainable Development Goals. *Food Security*, 7*(1), 5–15.
- Lambers, H., & Oliver, S. N. (2019). *Physiological Adaptations of Plants to the Environment**. Wiley Blackwell.
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). *The Fusarium Laboratory Manual*. Blackwell Publishing.
- Lugtenberg, B., & Kamilova, F. (2009). Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annual Review of Microbiology*, 63, 541–556.
- Liu, X., Yan, M., Wang, Y., Zhang, M., Zhang, H., Yu, J., ... & Yang, B. (2017). Research progress on remediation of heavy metal contaminated soil by microorganisms. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 101*, 747–756.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Lottermoser, B. G. (2010). **Mine Wastes: Characterization, Treatment and Environmental Impacts**. Springer.
- Morton, J. B., & Benny, G. L. (1990). Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycotaxon*, 37, 471–491.
- Madigan, M. T., Bender, K. S., Buckley, D. H., Sattley, W. M., & Stahl, D. A. (2018). **Brock Biology of Microorganisms** (15th ed.). Pearson.
- Mathieu, C. (2020). Principaux types de dégradation des sols [Illustration modifiée d'après Robert & Stengel, 1999]. **Planet Vie**.
- Meli, P., et al. (2017). Four approaches to guide ecological restoration in Latin America. **Restoration Ecology*, 25*(2), 156–163.
- Mendez, M. O., Glenn, E. P., & Maier, R. M. (2007). Phytostabilization potential of quailbush for mine tailings: growth, metal accumulation, and microbial community changes. **Environmental Pollution*, 144*(2), 363–371.
- Montanarella, L., Pennock, D. J., Clark, R., Hannah, M., Jeffries, P., & Le Roux, X. (2016). Global soil degradation assessment report. **FAO & ITPS**.
- Mossá, J., & James, L. A. (2013). Impacts of mining on geomorphic systems. **Geomorphology*, 167–168*, 1–3.
- Muñoz Rojas, M. (2018). Soil quality indicators: critical tools in ecosystem restoration. **Current Opinion in Environmental Science & Health*, 5*, 47–52.
- Mummey, D. L., & Stahl, P. D. (2020). Soil microbiological recovery following mining disturbance. **Restoration Ecology*, 28*(5), 1011–1020.
- Nannipieri, P., Ascher, J., Ceccherini, M. T., Landi, L., Pietramellara, G., & Renella, G. (2003). Microbial diversity and soil functions. **European Journal of Soil Science*, 54*(4), 655–670.
- Nelson, C. E. (1987). The water relations of vesicular arbuscular mycorrhizal systems. In G. R. Safir (Ed.), **Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants** (pp. 71–92). CRC Press.
- Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Mäder, P., Boller, T., & Wiemken, A. (2003). Impact of land use intensity on arbuscular mycorrhizal fungal diversity in agroecosystems. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(5), 2816–2824.
- Oldroyd, G. E. D., Murray, J. D., Poole, P. S., & Downie, J. A. (2011). The rules of engagement in the legume-rhizobial symbiosis. *Annual Review of Genetics*, 45, 119–144.
- Pérez Harguindeguy, N., Díaz, S., Garnier, E., et al. (2013). New handbook for standardized measurement of plant functional traits worldwide. **Australian Journal of Botany*, 61*(3), 167–234.
- Philippot, L., Raaijmakers, J. M., Lemanceau, P., van der Putten, W. H., & van Bruggen, A. H. C. (2013). Going back to the roots: The microbial ecology of the rhizosphere. **Nature Reviews Microbiology*, 11*(12), 789–799.
- Phillips, J. M., & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society*, 55*, 158–161.
- Pignatti, S. (2017). **Flora d'Italia**. Edagricole, Bologna.
- Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (2009). **Fungi and Food Spoilage** (3rd ed.). Springer.
- Poonia, K., Kansara, P., & Choudhary, P. (2024). Environmental impacts of sand mining: A comprehensive review. **International Advanced Research Journal in Science, Engineering and Technology*, 11*(3).
- Paliyath, G., Murr, D. P., Handa, A. K., & Lurie, S. (2008). *Postharvest Biology and Technology of Fruits, Vegetables, and Flowers*. Wiley-Blackwell.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Paul, E. A. (2014). *Soil Microbiology, Ecology and Biochemistry* (4th ed.). Academic Press.
- Plenchette, C. (1989). Mycorrhization et croissance des plantes. *Agronomie*, 9(6), 515–525.
- Popa, R., et al. (2008). Soil microbial communities under environmental stress. *Romanian Journal of Biology*, 53, 45–53.
- Rodríguez, H., & Fraga, R. (1999). Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. **Biotechnology Advances*, 17*(4–5), 319–339.
- Rillig, M. C., & Mummey, D. L. (2006). The role of glomalin in soil aggregation. *Soil Biology & Biochemistry*.
- Samson, R. A., Hoekstra, E. S., & Frisvad, J. C. (2004). **Introduction to Food-borne Fungi** (7th ed.). Centraalbureau voor Schimmelcultures.
- Saviozzi, A., Levi-Minzi, R., Cardelli, R., & Riffaldi, R. (2001). A comparison of soil quality in adjacent cultivated, forest and native grassland soils. *Plant and Soil*, 233, 251–259.
- Schnürer, J., & Rosswall, T. (1982). Fluorescein diacetate hydrolysis as a measure of total microbial activity in soil and litter. *Applied and Environmental Microbiology*, 43(6), 1256–1261.
- Singh, R. S., et al. (2000). Role of AMF in plant stress tolerance. *Mycorrhiza News*, 12, 1–5.
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis* (3rd ed.). Academic Press.
- Shrestha, R., & Lal, R. (2011). Changes in physical and chemical properties of soil after surface mining and reclamation. **Geoderma*, 161*(3–4), 168–176.
- Sedaghati, E., Hosseini, A., Khodayegan, P., Raghani, M., & Maohammadi, E. (2021). The impact of arbuscular mycorrhizae fungi in sustainable agriculture. 1st International Conference on New Ideas in Agriculture, Isfahan, Iran.
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis* (3rd ed.). Academic Press.
- Six, J., Bossuyt, H., Degryze, S., & Denef, K. (2004). A history of research on the link between (micro)aggregates, soil biota, and soil organic matter dynamics. **Soil & Tillage Research*, 79*(1), 7–31.
- Sprent, J. I., James, E. K., & Denton, M. D. (2010). **Legume Nodulation: A Global Perspective**. Wiley Blackwell.
- Stamatiou, T., Elsgaard, L., Munkholm, L. J., & Ravnskov, S. (2023). [Titre de l'article]. **Soil Biology and Biochemistry**, décembre 2023.
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis* (3rd ed.). Academic Press.
- Torsvik, V., & Øvreås, L. (2002). Microbial diversity and function in soil: from genes to ecosystems. **Current Opinion in Microbiology*, 5*(3), 240–245.
- Tundu, C., Tumbare, M. J., & Makurira, H. (2018). Impacts of mining on land use – A case study of Mukula Mine, Tanzania. **Journal of Environmental and Earth Sciences*, 8*(1), 1–10.
- Thomopoulos, S., Elsgaard, L., Munkholm, L. J., & Ravnskov, S. (2023). Evaluation of the relation between soil biomass of arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin-related soil protein in conservation agriculture. *Soil Biology and Biochemistry*, 187, 109222
- Trotta, A., et al. (1996). Interactions between root pathogens and arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 185(2), 199–209.
- Valencia, L. G. H. (2008). **Études des bases moléculaires de l'agrégation des sols par des exopolysaccharides bactériens**. Thèse, Université Joseph Fourier Grenoble 1, 196:22–23.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Van der Heijden, M. G. A., Bardgett, R. D., & Van Straalen, N. M. (2008). The unseen majority: soil microbes as ecosystem engineers. **Ecology Letters*, 11*(3), 293–296.
- Van Elsas, J. D., Jansson, J. K., & Trevors, J. T. (2007). **Modern Soil Microbiology** (2nd ed.). CRC Press.
- Vieira, C. K., Marascalchi, M. N., Rozmoš, M., Benada, O., Belova, V., Jansa, J., ... Thomopoulos, S., Elsgaard, L., Munkholm, L. J., & Ravnskov, S. (mars 2025). [Titre de l'article]. **Soil Biology and Biochemistry**.
- Vimal, S. R., Singh, J. S., Kumar, A., Dubey, N. K., & Singh, P. K. (2017). Plant-microbe interactions in the restoration of degraded lands: A comprehensive review. **Ecological Engineering*, 108*, 175-190.
- Wong, M. H. (2003). Ecological restoration of mine degraded soils, with emphasis on metal contaminated soils. **Chemosphere*, 50*(6), 775–780.
- Younger, P. L. (2001). Mine water pollution and remediation. **Hydrogeology Journal*, 9*(1), 3–4.
- Zheng, Y., et al. (2019). Soil bacterial communities respond to climate changes. *Global Change Biology*, 25(6), 1873–1888.

Annexes

Annexes

Annexes 1 : Les milieux de culture

Milieu PCA (Gélose nutritive standard Plate Count Agar)

Peptone de caséine.....5,00 g
 Extrait de levure2,50 g
 Glucose 1,00 g
 Agar... 15,00 g
 Eau distillée..... 1000ml
 Autoclavage 120°C pendant 20 minutes, PH =7 ± 0,2à 25°C.

Milieu PDA

POTATO DEXTROSE AGAR (PDA)

Pomme de terre200 g
 Glucose20 g
 Agar15 g
 Eau distillée.....compléter jusqu'à 1000 ml

- Laver la pomme de terre non pelée. - Couper en cubes dans 500 ml d'eau distillée. - Porter à ébullition pendant 1 heure - D'autre part, faire fondre l'agar-agar dans 500 ml d'eau distillée chaude. - Écraser la pomme de terre, filtrer puis ajouter le filtrat à la solution d'agar. - Ajouter le glucose. - Ajuster le volume à 1000 ml. - Stériliser par autoclavage à 121°C / 20 min.

Annexes 2 : Solution de saccharose 60%

60 g de sucre dans 100 ml d'eau distillée

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

1. Sol rhizosphérique

Equation de la régression 1 $Y=0,4516x - 0,19$

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

Equation de la régression 2 $Y=0,337x + 0,05$

SI $Y=0,5$ alors $X=1,63$ $PIM_{50}= 42,66$.

Equation de la régression 3 $Y=0,357x + 0,05$

SI $Y=0,5$ alors $X=1,26$ $PIM_{50}=18,20$

2. Sol nu

Equation de la régression 1 $Y=0,329x - 0,089$

SI $Y=0,5$ alors $X=1,78$ $PIM_{50}=60,26$.

Equation de la régression 2 $Y=0,264x + 0,026$

SI $Y=0,5$ alors $X=1,98$ $PIM_{50}= 95,50$.

Equation de la régression 3 $Y=0,301x + 0,072$

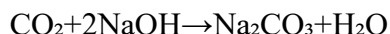
SI $Y=0,5$ alors $X=1,89$ $PIM_{50}=77,62$

Annexes 4 : Mesure de la respiration basale d'un sol par piégeage du CO₂ dans le NaOH

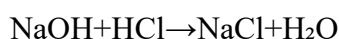
1. Sol rhizosphérique

Lors de l'incubation :

- Le CO₂ produit par les micro-organismes du sol réagit avec le NaOH selon :



Après 48 h, le NaOH restant est titré avec HCl 0,1 M :



La quantité d'HCl utilisée permet de connaître la quantité de NaOH restante, donc d'en déduire la quantité de NaOH consommée par le CO₂, et ainsi la quantité de CO₂ produite.

Données

- Volume initial de NaOH : 10,0 mL à 0,1 mol/L →
 $n_{NaOH\ initial} = 0,1 \times 0,010 = 0,001\ mol$
- Volume de HCl utilisé pour titrer le NaOH restant :
 $V_{HCl} = 7,6\ mL = 0,0076\ L$
- $C_{HCl} = 0,1\ mol/L \Rightarrow n_{NaOH\ restant} = 0,1 \times 0,0076 = 0,00076\ mol$

Calcul

1. NaOH consommé par le CO₂ :

$$n_{NaOH\ consommé} = 0,001 - 0,00076 = 0,00024\ mol$$

2. Moles de CO₂ produites (car 1 mol CO₂ réagit avec 2 mol NaOH) :

$$n_{CO_2} = 0,000242 = 0,00012\ mol$$

3. Masse de CO₂ :

$$m_{CO_2} = 0,00012 \times 44 = 0,00528\ g = 5,28\ mg$$

Résultat final

En 48 h, les 50 g de sol ont produit environ 5,28 mg de CO₂.

- CO₂ produit par kg de sol par jour : 52,8 mg/kg/jour

2. Sol nu

- Volume de NaOH initial : 10,0 mL à 0,1 mol/L
- Volume d'HCl utilisé pour le titrage : 8,8 mL à 0,1 mol/L

Calculs

1. Moles de NaOH initiales :

$$n(\text{NaOH initial}) = C \times V = 0,1 \times 0,010 = 0,0010 \text{ mol}$$

2. Moles de NaOH restantes (neutralisées par HCl) :

$$n(\text{NaOH restant}) = 0,1 \times 0,0088 = 0,00088 \text{ mol}$$

3. NaOH consommé par le CO₂ :

$$n(\text{NaOH consommé}) = 0,0010 - 0,00088 = 0,00012 \text{ mol}$$

4. Moles de CO₂ produites (1 mol CO₂ ↔ 2 mol NaOH) :

$$n(\text{CO}_2) = 0,00012 / 2 = 0,00006 \text{ mol}$$

5. Masse de CO₂ produite :

$$m(\text{CO}_2) = 0,00006 \times 44 = 2,64 \text{ mg}$$

Résultats

- CO₂ produit en 48 h pour 50 g de sol : 2,64 mg
- CO₂ produit par gramme de sol (48 h) : 0,0528 mg/g
- CO₂ produit par kg de sol par jour : $0,0528 \times 1000 / 2 = 26,4 \text{ mg/kg/jour}$