

République algérienne démocratique et populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Université -Ain Témouchent -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 Biologiques

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème

**Valorisation de la symbiose mycorhizienne des
légumineuses alimentaires**

Présenté Par

Date de soutenance : 21-06-2026

Mme GHOUL RAWENE

Mlle KEBDANI DJIHENE

Devant le jury composé de

Dr. Ahmed Ammar Ouadah Yamina MCB UATBB (Ain Témouchent) Présidente

Dr. Bouchachia Souad MCA UATBB (Ain Témouchent) Examinatrice

Dr. Benelhadj Djelloul Saadia MCA UATBB (Ain Témouchent) Encadrante

Année Universitaire 2025 /2026

Remerciements

Nous remercions, en premier lieu, Dieu Tout-Puissant de nous avoir donné la force, la patience et le courage nécessaires pour mener à bien le présent travail.

En second lieu, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre encadrante, Dr. Benelhadj, pour ses précieux conseils, sa disponibilité, sa compétence et ses orientations tout au long de l'élaboration de ce projet.

Nous remercions également l'ensemble des enseignants du département de biologie pour la qualité de leur enseignement et pour leur contribution essentielle à notre formation.

Nous exprimons aussi notre reconnaissance aux membres du jury pour avoir accepté d'examiner ce travail et pour les remarques et critiques constructives qui ont contribué à l'amélioration de ce manuscrit.

Enfin, nous adressons nos sincères remerciements à toutes les personnes qui nous ont aidés, de près ou de loin, à la réalisation de ce projet de fin d'études.





Dédicace

Je dédie ce mémoire :

À mes chers parents, pour votre présence constante, votre soutien indéfectible et vos encouragements. Que ce travail soit l'expression de ma profonde gratitude et de toute mon affection.

À ma petite sœur Ines, dont la spontanéité et la joie illuminent mon quotidien.

À mon frère Souhaib, dont la bienveillance et l'amour fraternel me sont précieux.

À mon mari, source d'espoir, de force et de motivation. Merci pour tout le bonheur que tu m'apportes depuis ton entrée dans ma vie.

À ma belle-mère et mon beau-père, pour leur amour et leur bienveillance. Puisse Dieu vous accorder santé, bonheur et longue vie.

À ma belle sœur Naziha et ses enfants Celia, Ilyes, Yanis et Sami, que Dieu leur offre une vie longue, joyeuse et remplie de bénédictions.

À mon beau-frère Kamel, à mes grands-parents, ainsi qu'à ma chère amie Djihane pour leur gentillesse et leur soutien.

Je vous aime tous.

Rawene



Dédicace

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Tout d'abord, je remercie Allah, Le Tout-Puissant, de m'avoir accordé la santé, la patience et la volonté nécessaires pour accomplir ce travail. C'est grâce à Sa miséricorde que ce chemin a pu être parcouru jusqu'au bout.

Je me remercie moi-même pour tous les efforts fournis, les sacrifices, les moments de doute surmontés et la persévérance qui m'a permis d'aller jusqu'à la réalisation de ce mémoire.

Je dédie ce travail, avec tout mon amour et ma profonde gratitude, à la personne la plus chère à mon cœur : ma maman Samia.

Merci pour ton amour infini, tes prières silencieuses, tes sacrifices que je ne pourrai jamais compter, et ton soutien sans faille. Tu es ma force, mon refuge et ma plus belle motivation dans la vie. Aucun mot ne pourra jamais exprimer tout ce que je ressens pour toi.

À mon cher père Hichem, pour son soutien, sa présence et ses efforts constants afin de me voir réussir. Merci pour ta confiance et tes encouragements.

À ma sœur Fatima Zahra, qui est bien plus qu'une sœur pour moi, une confidente, un soutien et une partie essentielle de ma vie. Merci pour ton amour et ta présence à chaque étape de mon parcours.

À ma petite sœur Malak, que j'aime profondément, et qui apporte joie et lumière à notre famille.

À toute ma famille, pour leur amour et leur soutien moral.

Et à mon amie Rawane, pour son amitié sincère.

Djihane

Table des matières

Remerciement

Dédicace

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES ABREVIATIONS

Résumé

Introduction	1
<u>Chapitre I : Synthèse bibliographique</u>	3
I. Symbiose mycorhizienne	3
1. Définition des mycorhizes.....	3
2. Différents types de mycorhizes	3
2.1. Les ectomycorhizes (ECM).....	4
2.2. Ectoendomycorhizes	5
2.3. Mycorhizes à arbuscules (champignons mycorhiziens à arbuscules MA).....	6
2.3.1. Classification	6
2.3.2. Partenaires	7
2.3.2.1. Plantes hôtes	7
2.3.2.2. Champignons.....	8
2.3.3. Développement de la symbiose arbusculaire (MA)	8
2.3.3.1. Stade présymbiotique	9
2.3.3.2. Stade symbiotique (MA)	10
2.3.4. Importance des mycorhizes à arbuscules (MA)	11
2.3.4.1. Nutrition minérale	11
2.3.4.1.1. Nutrition phosphatée	11
2.3.4.1.2. Nutrition azotée	12
2.3.4.2. Protection contre les stress environnementaux	13
2.3.4.3. Biostabilisation du sol	14
II. Généralité sur les espèces étudiées	14
1. <i>Phaseolus vulgaris</i> L.....	14
1.1. Classification de <i>Phaseolus vulgaris</i> L.	15

1.2. Morphologie de la plante	15
1.2.1. Racine	15
1.2.2. Tige.....	16
1.2.3. Feuilles	16
1.2.4. Fleurs	17
1.2.5. Gousse	17
1.2.6. Graine	18
1.3. Importance de <i>Phaseolus vulgaris</i> L.....	19
1.3.1. Importance nutritionnelle	19
1.3.2. Importance agronomique et écologique	19
1.3.3. Importance économique	19
1.3.4. Importance culturelle et sociale.....	20
2. <i>Lens culinaris</i> Medik.....	20
2.1. Classification.....	20
2.2. Morphologie de la plante.....	21
2.2.1. Racine.....	21
2.2.2. Feuilles.....	21
2.2.3. Fleurs.....	22
2.2.4. Gousse	22
2.2.5. Tige.....	22
2.2.6. Graine	23
2.3. Importance de la lentille	24
2.3.1. Importance agronomique et économique	24
2.3.2. Importance écologique	24
2.3.3. Importance nutritionnelle	25
2.3.4. Importance culturelle et sociale.....	25
III. <i>Ulva lactuca</i>	25
1. Généralités.....	25
2. Classification taxonomique	26
3. Importance	26
<u>Chapitre II</u> : Matériel et méthodes	27

I. Cadre de l'étude	27
II. Objectif de l'étude	27
III. Présentation des sites d'échantillonnage	27
1. Situation géographique.....	27
1.1. Port de Bouzedjar (Site de <i>Ulva lactuca</i>).....	27
1.2. Es Sénia (site de <i>Zea mays L.</i>).....	28
2. Échantillonnage des biostimulants	29
2.1. <i>Zea mays L.</i>	29
2.2. <i>Ulva lactuca</i>	29
2.3. Sol.....	20
3. Évaluation des paramètres de la mycorhization des racines de <i>Zea mays L.</i>	31
3.1. Éclaircissement	31
3.2. Coloration.....	31
3.3. Estimation de taux de mycorhization	32
4. Inoculation contrôlée des plantes	32
4.1. Stérilisation du sol.....	32
4.2. Préparation de biostimulants à base de l'algue <i>Ulva lactuca</i>	33
4.3. Préparation des racines de <i>Zea mays L.</i> comme biostimulant mycorhizien.....	33
4.4. Germination des graines	34
4.4.1. Préparation de l'eau gélosée.....	34
4.4.2. Désinfection des graines.....	34
4.4.3. Mise en germination.....	34
4.4.4. Détermination du taux de germination.....	35
4.5. Préparation des pots et inoculation.....	35
5. Mise en évidence de la colonisation racinaire par les mycorhizes arbusculaires chez <i>Phaseolus vulgaris</i>	36
5.1. Estimation du taux de mycorhization	36
5.1.1. Fréquence de mycorhization (F%)	36
5.1.2. Intensité de colonisation du cortex (M%)	36
5.1.3. Richesse arbusculaire des parties mycorhizées (a%)	37
5.1.4. Richesse arbusculaire du système racinaire (A%)	38

6. Paramètres étudiés.....	38
6.1. Paramètres biologiques	38
6.2. Les paramètres biométriques.....	39
6.2.1. Hauteur de la partie aérienne.....	39
6.2.2. Longueur des racines.....	39
6.3. Paramètres de biomasse	39
6.3.1. Détermination du poids frais des parties aériennes et racinaires.....	39
6.3.2. Détermination du poids sec des parties aériennes et racinaires	39
6.4. Paramètres physiologiques liés aux stress abiotiques	39
6.4.1. Stress hydrique	39
6.4.2. Stress salin	40
Chapitre III : Résultats et discussion	41
I. Résultats	41
1. Mise en évidence de la colonisation racinaire MA de <i>Zea mays</i> L	41
1.1. Estimation de taux de mycorhization	41
2. Germination des graines de <i>Phaseolus vulgaris</i> L	42
3. Effet des biostimulants sur les paramètres de croissance de <i>Phaseolus vulgaris</i> L	43
3.1. Effet des biostimulants sur la longueur des parties aériennes et racinaires de <i>Phaseolus vulgaris</i>	43
3.2. Effet des biostimulants sur le poids frais et le poids sec	45
3.3. Nombre des feuilles	45
4. Mise en évidence de la colonisation racinaire par les mycorhizes arbusculaires (MA) chez <i>Phaseolus vulgaris</i>	46
4.1. Estimation de taux de mycorhization	46
4.1.1. Fréquence de la mycorhization (F%)	47
4.1.2. Intensité de la colonisation du cortex racinaire (M%)	47
4.1.3. Abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%).....	47
4.1.4. La richesse arbusculaire des parties mycorhizées (a%)	47
5. Effet des stress abiotiques	48
5.1. Effet du stress hydrique	48
5.2. Effet du stress salin.....	50

II. Discussion	55
Conclusion	60
Références bibliographiques	62
Annexes	85

LISTES DES FIGURES

Figure 01	Représentation schématique des différents types de mycorhizes (Garbaye, 2013).	04
Figure 02	(a) : illustration des structures de colonisation des racines dans l'ectomycorhiza ; (b) : Formation de filet Hartig des champignons EM. Éclosion d'hyphe de mycélium dans l'espace intracellulaire sans pénétration dans la lumière (Bonfante <i>et al.</i> , 2010).	05
Figure 03	Des ectendomycorhizes et de leurs structures fongiques associées (Bonfante et Genre, 2010).	06
Figure 04	Différentes structures de la colonisation mycorhizienne arbusculaire (Somoza <i>et al.</i> , 2024).	09
Figure 05	Morphologie générale de <i>Phaseolus vulgaris</i> L ; a : les graines (McClean <i>et al.</i> , 2018) ; b : système racinaire basal (Miguel <i>et al.</i> , 2013) ; c : les feuilles ; d : les fleurs (Lauber, 2022) ; e : la gousse (1) ; f : la tige (2).	18
Figure 06	Morphologie générale de <i>Lens culinaris</i> Medik ; a : les graines (Mishra <i>et al.</i> , 2022) ; b : système racinaire basal (3) ; c : la tige (4) ; d : les feuilles ; e : les fleurs (Pladias, 2025) ; f : la gousse (5).	23
Figure 07	Localisation de port de Bouzedjar (Google Maps, 2026).	28

Figure 08	Localisation de la région d'étude Es Senia (Google Maps, 2026).	28
Figure 09	Plant de <i>Zea mays</i> L cultivé dans la région Es sénia(wilaya d'Oran).	29
Figure 10	Aspect macroscopique de l'algue verte <i>Ulva lactuca</i> fraîchement récoltée au niveau du port de Bouzedjar (wilaya d'Aïn Témouchent).	30
Figure 11	Site de prélèvement dans la forêt de Sassel (a) et aspect macroscopique du sol prélevé (b).	30
Figure 12	Fragments racinaires de <i>Zea mays</i> L par la méthode de Phillips et Hayman (1970). a : Fragments racinaires après coloration ; b : Fragments racinaires colorés placés entre lame et lamelle.	32
Figure 13	Sol après stérilisation.	33
Figure 14	Procédé de séchage du matériel végétal (<i>Ulva lactuca</i>) dans une étuve ventilée (a), Poudre d' <i>Ulva lactuca</i> (b).	33
Figure 15	Mise en germination des graines de <i>Phaseolus vulgaris</i> L. sur l'eau gélosée.	35
Figure 16	Dispositif expérimental des différents traitements appliqués aux espèces végétales étudiées.	36
Figure 17	Répartition en classes de la colonisation du cortex racinaire par les CMA et la présence d'arbuscules (Trouvelot <i>et al.</i> , 1986).	38

Figure 18	Les structures endomycorhiziennes observées dans les racines de <i>Zea mays</i> L. Après 30 jours de la plantation dans le sol de la région d'Es Senia (Oran), a : arbuscule ; h : hyphe ; v : vésicule. Grossissements : $\times 40$ et $\times 100$.	41
Figure 19	Germination des graines de <i>Phaseolus vulgaris</i> L (b).	42
Figure 20	Pourcentage de germination des graines de <i>Phaseolus vulgaris</i> L.	42
Figure 21	Aspect des plantes après 60 jours de croissance de <i>Phaseolus vulgaris</i> .	43
Figure 22	Effet de différents traitements sur la croissance de <i>Phaseolus vulgaris</i> .	44
Figure 23	Effet des biostimulants sur le poids frais et sec de <i>Phaseolus vulgaris</i> .	45
Figure 24	Structures endomycorhiziennes observées dans les racines de <i>Lens culinaris</i> Medik (a) et <i>Phaseolus vulgaris</i> (b), h : hyphe ; v : vésicule ; a : arbuscule. Grossissements : $\times 40$ et $\times 100$.	46
Figure 25	Pourcentage d'infection racinaire de <i>Phaseolus vulgaris</i> . F% : Fréquence de mycorhization. M% : Intensité de colonisation dans le système racinaires. A% : La richesse arbusculaire des fragments mycorhizés ; a% : La richesse arbusculaire des parties mycorhizées.	48
Figure 26	Effet du stress hydrique sur la croissance et l'aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : <i>Phaseolus vulgaris</i> ; b : témoin de <i>Phaseolus vulgaris</i> .	49

Figure 27	Effet du stress hydrique sur la croissance (hauteur des parties aériennes, longueur des racines et poids sec) .	50
Figure 28	Effet du stress salin (50 mM) sur la croissance et l'aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : <i>Phaseolus vulgaris</i> ; b : témoin de <i>Phaseolus</i> .	51
Figure 29	Effet du stress salin (100 mM) sur la croissance et l'aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : <i>Phaseolus vulgaris</i> ; b : témoin de <i>Phaseolus</i> .	52
Figure 30	Effet du stress salin (150 mM) sur la croissance et l'aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : <i>Phaseolus vulgaris</i> ; b : témoin de <i>Phaseolus vulgaris</i> .	53
Figure 31	Effet du stress salin avec différentes concentrations sur la croissance a) hauteur des parties aériennes, b) longueur des racines et c) poids sec de <i>Phaseolus vulgaris</i> .	54

LISTES DES TABLEAUX

Tableau 01	Classification botanique de <i>Phaseolus vulgaris</i> d'après la classification de l'Angiosperm Phylogeny Group « APG III » (2016).	15
Tableau 02	Classification botanique de <i>Lens culinaris</i> (APG IV, 2016).	21

LISTE DES ABREVIATIONS

a : Arbuscules

A% : Intensité arbusculaire (richesse en arbuscules)

a% : Richesse arbusculaire (abondance des arbuscules).

ADN : Acide Désoxyribonucléique.

APG IV : Angiosperm Phylogeny Group IV angiospermes)

CIAT : Centre International d'Agriculture Tropicale

CMA : Champignons Mycorhiziens à Arbuscules

cm : Centimètre

°C : degré Celsius.

ECM : Ectomycorhizes

EM : Champignons ectomycorhiziens

F% : Fréquence de mycorhization

FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

FAOSTAT : Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database

g : Gramme

h : Hyphes

H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène

K⁺ : Ion Potassium

KOH : Hydroxyde de potassium

Km : kilomètre (unité de longueur).

Kg : kilogramme

L : Litre.

M% : Intensité de la colonisation mycorhizienne

MA : Mycorhizes Arbusculaires

mM : Millimolaire

mL : millilitre

N : Azote

Na⁺ : Ion Sodium

NaCl : Chlorure de sodium

NO₃⁻ : Nitrate

NH₄⁺ : Ammonium.

n : nombre de fragments mycorhizes.

pH : Potentiel hydrogène

TG : Taux de germination

v : Vésicules

% : pourcentage

Résumé

Les pratiques agricoles intensives et le recours aux intrants chimiques exercent une pression croissante sur les communautés de microorganismes telluriques, notamment les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), compromettant les équilibres biologiques des écosystèmes. Dans ce contexte, l'utilisation de biostimulants naturels représente une alternative prometteuse, en raison de leur capacité à améliorer la structure des sols, la croissance et la nutrition des plantes, ainsi que leur tolérance aux stress biotiques et abiotiques. La présente étude vise à évaluer l'effet de deux biostimulants naturels, l'algue verte *Ulva lactuca* et les champignons mycorhiziens arbusculaires, appliqués seuls ou en combinaison, sur la croissance et le développement de haricot (*Phaseolus vulgaris* L.), dans une optique d'agriculture durable. Les résultats obtenus montrent que l'ensemble des traitements biologiques testés améliorent positivement les paramètres de croissance des deux espèces étudiées. Le traitement combiné associant les CMA et *Ulva lactuca* a enregistré les meilleures performances, traduisant un effet synergique entre les deux biostimulants. Par ailleurs, les plantes traitées ont démontré une tolérance accrue aux stress abiotiques, notamment face à la sécheresse et à la salinité, confirmant le potentiel de ces biostimulants naturels comme substituts durables et écologiques aux fertilisants chimiques conventionnels.

Mots clés : biostimulants, *Ulva lactuca*, champignons mycorhiziens arbusculaires, *Phaseolus vulgaris*, croissance, stress hydrique, stress salin, agriculture durable.

Abstrac

Intensive agricultural practices and the use of chemical inputs exert increasing pressure on soil microbial communities, particularly arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), thereby disrupting the biological balance of ecosystems. In this context, the use of natural biostimulants represents a promising alternative due to their ability to improve soil structure, plant growth and nutrition, as well as plant tolerance to biotic and abiotic stresses. This study aimed to evaluate the effect of two natural biostimulants, the green alga *Ulva lactuca* and arbuscular mycorrhizal fungi, applied individually or in combination, on the growth and development of (*Phaseolus vulgaris* L.), within the framework of sustainable agriculture. The results showed that all tested biological treatments positively improved the growth parameters of both studied species. The combined treatment associating AMF and *Ulva lactuca* achieved the best performance, indicating a synergistic effect between the two biostimulants. Furthermore, treated plants exhibited enhanced tolerance to abiotic stresses, particularly drought and salinity, confirming the potential of these natural biostimulants as sustainable and environmentally friendly alternatives to conventional chemical fertilizers.

Keywords : biostimulants, *Ulva lactuca*, arbuscular mycorrhizal fungi, *Phaseolus vulgaris*, growth, water stress, salt stress, sustainable agriculture.

الملخص

تُمارس الممارسات الزراعية المكثفة واستخدام المدخلات الكيميائية ضغطًا متزايدًا على المجتمعات الميكروبية في التربة، وخاصة الفطريات الجذرية الشجيرية التكافلية، مما يهدد التوازنات البيولوجية للنظم البيئية. وفي هذا السياق، يُعد استخدام المنشطات الحيوية الطبيعية بديلاً واعدًا نظرًا لقدرتها على تحسين بنية التربة ونمو النباتات وتغذيتها، بالإضافة إلى تعزيز قدرتها على تحمل الإجهادات الحيوية واللاحوية. هدفت هذه الدراسة إلى تقييم تأثير منشطين حيويين طبيعيين، هما الطحلب الأخضر *Ulva lactuca* والفطريات الجذرية الشجيرية التكافلية، المطبقين منفردين أو معًا، على نمو وتطور الفاصولياء (*Phaseolus vulgaris* L.)، في إطار الزراعة المستدامة. أظهرت النتائج أن جميع المعاملات البيولوجية المختبرة حسّنت بشكل إيجابي مؤشرات النمو لدى النوعين المدروسين. وقد حققت المعاملة المشتركة التي تجمع بين الفطريات الجذرية الشجيرية التكافلية و *Ulva lactuca* أفضل النتائج، مما يعكس وجود تأثير تآزري بين المنشطين الحيويين. بالإضافة إلى ذلك، أظهرت النباتات المعالجة قدرة أكبر على تحمل الإجهادات اللاحوية، وخاصة الجفاف والملوحة، مما يؤكد إمكانات هذه المنشطات الحيوية الطبيعية كبديل مستدام وصديقة للبيئة للأسمدة الكيميائية التقليدية.

الكلمات المفتاحية: المنشطات الحيوية، *Ulva lactuca*، الفطريات الجذرية الشجيرية التكافلية، *Phaseolus vulgaris*، النمو، الإجهاد المائي، الإجهاد الملحي، الزراعة المستدامة.

Introduction

Introduction

L'agriculture moderne est confrontée à des défis majeurs liés à la dégradation des sols, à la diminution de leur fertilité et à la dépendance croissante aux intrants chimiques, compromettant la durabilité des systèmes de production agricole (FAO, 2024). Bien qu'ayant permis d'augmenter les rendements, cette intensification a engendré des impacts négatifs significatifs sur l'environnement, notamment la pollution des sols et des eaux ainsi que la perte de biodiversité microbienne (Singh *et al.*, 2025). Dans ce contexte, la recherche de solutions alternatives respectueuses de l'environnement s'impose comme une priorité pour assurer une production agricole durable et résiliente (Zhang *et al.*, 2024).

Parmi les approches innovantes, l'utilisation de biostimulants naturels suscite un intérêt croissant en raison de leur capacité à améliorer la croissance des plantes, la disponibilité des nutriments et la tolérance aux stress abiotiques (Calvo *et al.*, 2024). Les algues marines, notamment *Ulva lactuca*, se distinguent par leur richesse en composés bioactifs tels que les phytohormones, les polysaccharides et les micronutriments, qui stimulent le développement végétal et renforcent les mécanismes de défense des plantes (Khan *et al.*, 2025). Les champignons mycorhiziens arbusculaires jouent quant à eux un rôle fondamental dans l'amélioration de l'absorption des nutriments, en particulier le phosphore, et dans le renforcement de la résistance des plantes face aux conditions défavorables (Smith et Read, 2024 ; Verbruggen *et al.*, 2025).

Les légumineuses alimentaires occupent une place stratégique dans les systèmes agricoles grâce à leur capacité à fixer l'azote atmosphérique en symbiose avec des bactéries rhizobiennes, contribuant ainsi à l'amélioration de la fertilité des sols (Peoples *et al.*, 2025). Des espèces telles que *Lens culinaris* Medik. et *Phaseolus vulgaris* L. présentent une importance nutritionnelle et économique considérable, notamment dans les régions méditerranéennes et semi-arides (FAO, 2024). L'intégration de biostimulants naturels dans leur culture pourrait constituer une stratégie efficace pour réduire le recours aux engrais chimiques tout en maintenant des niveaux de production satisfaisants (Rouphael et Colla, 2024).

L'évaluation combinée de biostimulants d'origine algale et fongique apparaît comme une stratégie innovante permettant de potentialiser leurs effets bénéfiques sur la croissance végétale (du Jardin *et al.*, 2024). L'interaction synergique entre ces deux types de

biostimulants pourrait améliorer significativement les performances agronomiques des cultures en optimisant l'absorption des nutriments et en stimulant l'activité biologique du sol (Sharma *et al.*, 2025).

Cette étude vise à évaluer l'efficacité de deux biostimulants naturels, l'algue *Ulva lactuca* et les champignons mycorhiziens arbusculaires, appliqués seuls ou en combinaison, sur la croissance et le développement de deux légumineuses alimentaires : la lentille (*Lens culinaris* Medik.) et le haricot (*Phaseolus vulgaris* L.). Ces traitements sont comparés à une fertilisation chimique conventionnelle et à un témoin non fertilisé, dans une perspective d'agriculture durable. L'étude examine également la réponse des plantes traitées par ces biostimulants face à un stress hydrique et à un stress salin induits expérimentalement.

Ce mémoire est structuré en trois chapitres. Le premier propose une synthèse bibliographique portant sur les champignons mycorhiziens et *Ulva lactuca*, accompagnée d'une description botanique et agronomique de *Phaseolus vulgaris* L. et de *Lens culinaris* Medik. Le deuxième chapitre est consacré au matériel et aux méthodes, incluant la présentation de la zone d'étude et le protocole expérimental adopté. Le troisième chapitre expose les résultats obtenus et leur discussion scientifique.



*Synthèse
bibliographique*

I. Symbiose mycorhizienne

1. Définition des mycorhizes

Le concept de mycorhize a été introduit à la fin du XIX^e siècle par le botaniste allemand Albert Bernhard Frank, qui utilisa en 1885 le terme « mycorhize » pour décrire l'association symbiotique observée entre les racines de certaines plantes et les champignons du sol. À travers ses travaux, Frank démontra que cette interaction ne correspond pas à un phénomène parasitaire mais plutôt à une relation mutualiste bénéfique pour les deux partenaires (Frank, 1885 ; Genre *et al.*, 2020).

Le terme « mycorhize » provient des mots grecs *mykes*, signifiant champignon, et *rhiza*, signifiant racine. Il désigne une association symbiotique établie entre les racines des plantes et certains champignons du sol. Dans cette relation, les hyphes fongiques colonisent les racines et développent un réseau dans le sol qui augmente la surface d'absorption des nutriments et de l'eau, tandis que la plante fournit au champignon des composés carbonés issus de la photosynthèse nécessaire à son développement (Begum *et al.*, 2022 ; Martin ; van der Heijden, 2024).

Les recherches ultérieures ont permis de mieux comprendre la diversité et le fonctionnement de cette symbiose. Des classifications ont été proposées en fonction de la structure de l'association entre les racines et les champignons, notamment les mycorhizes ectotrophes et endotrophes. Aujourd'hui, les mycorhizes sont reconnus comme l'une des interactions biologiques les plus répandues dans les écosystèmes terrestres, impliquant environ 80 à 90 % des plantes terrestres et jouant un rôle essentiel dans la nutrition végétale, le cycle des nutriments et la tolérance des plantes aux stress environnementaux (Begum *et al.*, 2022 ; Upasani et Barla, 2025).

2. Différents types de mycorhizes

Les associations mycorhiziennes présentent une grande diversité morphologique et fonctionnelle, impliquant des interactions complexes entre les tissus racinaires des plantes et les hyphes fongiques. Cette diversité est révélatrice des adaptations évolutives des symbioses mycorhiziennes dans différents écosystèmes terrestres (Martin et van der Heijden, 2024). Les mycorhizes sont généralement classés en plusieurs types selon la structure de la symbiose, la localisation des hyphes dans les racines et les groupes de plantes hôtes concernés (Smith et Read, 2020). Parmi les principaux types décrits figurent les mycorhizes arbusculaires, les

ectomycorhizes, les mycorhizes éricoïdes et les mycorhizes orchidées, chacun caractérisé par des modalités particulières de colonisation des racines et d'échanges nutritifs (Brundrett et Tedersoo, 2018).

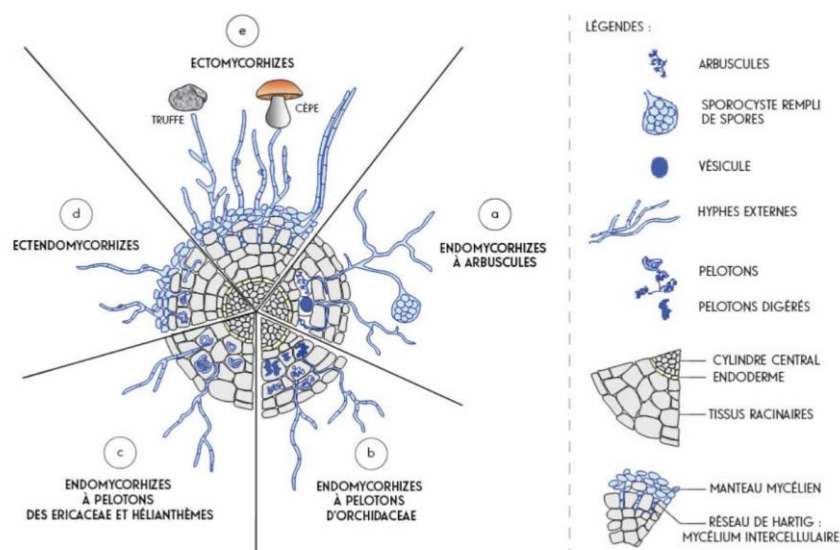


Figure 01 : Représentation schématique des différents types de mycorhizes (Garbaye, 2013).

2.1. Les ectomycorhizes (ECM)

Les ectomycorhizes sont principalement associées aux arbres et arbustes des régions tempérées et boréales, notamment aux espèces appartenant aux familles des Pinaceae, Fagaceae et Betulaceae (Wang *et al.*, 2026).

Dans ce type de symbiose, le champignon forme un manteau fongique épais et continu qui enveloppe les racines fines. À partir de ce manteau se développe un réseau d'hyphes intercellulaires, appelé réseau de Hartig, qui se développe entre les cellules du cortex racinaire sans franchir leur paroi ni pénétrer dans le cytoplasme. Cette organisation anatomique assure une large surface d'échange entre les partenaires et constitue l'interface fonctionnelle des transferts nutritifs (El Amrani, 2024 ; Wang *et al.*, 2026).

Les champignons impliqués appartiennent majoritairement aux phylums des Basidiomycètes et aux des Ascomycètes. Les ectomycorhizes jouent un rôle essentiel dans l'absorption de l'azote organique et du phosphore, ainsi que dans la tolérance des plantes aux stress environnementaux et dans le fonctionnement des écosystèmes forestiers (Pena et Tibbett, 2024 ; Wang *et al.*, 2026).

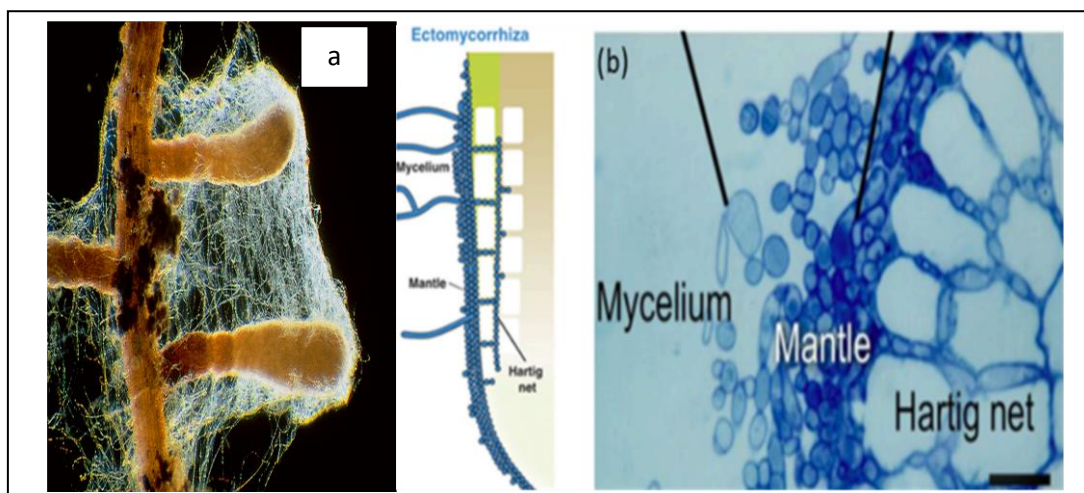


Figure 02 : (a) : illustration des structures de colonisation des racines dans l'ectomycorhize (manteau fongique) ; (b) : Formation de filet Hartig des champignons ectomycorhiziens, Éclosion d'hyphes de mycélium dans l'espace intracellulaire sans pénétration dans la lumière (Bonfante *et al.*, 2010).

2.2. Ectoendomycorhizes

Les ectoendomycorhizes constituent une forme intermédiaire de symbiose racinaire combinant des traits des ectomycorhizes et des endomycorhizes. Le champignon forme un manteau fongique externe autour de la racine, qui protège la racine et augmente la surface d'exploration du sol pour capter l'eau et les nutriments (Nash *et al.*, 2025).

À partir de ce manteau, des hyphes intercellulaires pénètrent entre les cellules du cortex racinaire, créant des voies efficaces pour le transfert du phosphore, de l'azote et d'autres éléments essentiels à la plante hôte. Cette organisation optimise la nutrition de la plante tout en permettant au champignon de recevoir des produits carbonés issus de la photosynthèse (Ezawa *et al.*, 2025).

Les hyphes intercellulaires forment un réseau analogue au réseau de Hartig des ectomycorhizes, qui constitue l'interface principale pour les échanges bidirectionnels entre champignon et plante. Ce réseau dense améliore la surface de contact et l'efficacité de la symbiose, favorisant la croissance et la santé de la plante hôte (Galiano, 2026).

La combinaison du manteau fongique externe et de l'invasion partielle des hyphes dans les cellules corticales renforce la tolérance des plantes aux stress environnementaux, tels que les sols pauvres en nutriments ou les périodes de sécheresse prolongée. Les

ectoendomycorhizes illustrent ainsi la plasticité fonctionnelle des symbioses mycorhiziennes et leur rôle écologique dans des conditions variables (Peng *et al.*, 2026).

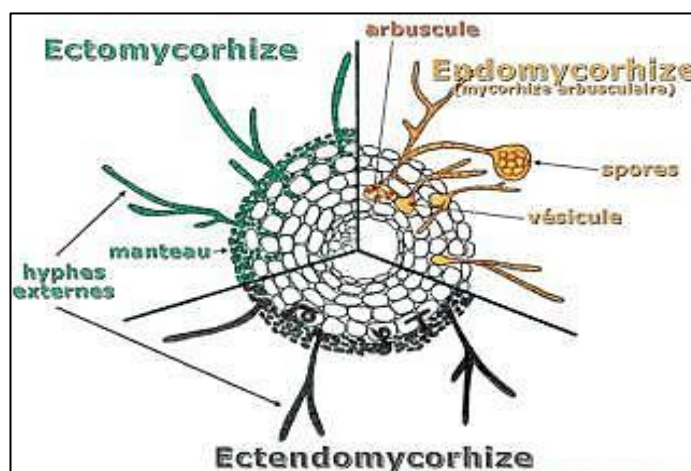


Figure 03 : des ectendomycorrhizes et de leurs structures fongiques associées (Bonfante et Genre, 2010).

2.3. Mycorhizes à arbuscules (champignons mycorhiziens à arbuscules MA)

Les mycorhizes arbusculaires (MA), anciennement appelées endomycorhizes, constituent une symbiose intracellulaire entre certains champignons du sol et les racines de la majorité des plantes terrestres. Les hyphes fongiques pénètrent dans les cellules corticales des racines et forment des structures spécialisées appelées arbuscules, qui représentent les principaux sites d'échange de nutriments entre le champignon et la plante. Ces champignons produisent également des vésicules servant de réserves énergétiques et lipidiques (Umer *et al.*, 2025). Le réseau hyphal intraradical et extraradical améliore l'absorption du phosphore, de l'azote et d'autres éléments minéraux essentiels, tout en augmentant la tolérance des plantes aux stress abiotiques tels que la sécheresse et la salinité (Boorboori et Lackóová, 2025). Par ailleurs, les MA jouent un rôle important dans l'amélioration de la structure du sol, la modulation des communautés microbiennes de la rhizosphère et la protection des plantes contre certains agents pathogènes, contribuant ainsi au maintien d'une agriculture durable et de sols plus résilients (Abdallah *et al.*, 2026).

2.3.1. Classification

La classification des champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) a profondément évolué au cours des dernières décennies. Les premières classifications s'appuyaient

principalement sur des critères morphologiques, tels que la taille, la forme et la couleur des spores observées dans les sols ou dans les racines des plantes hôtes. Toutefois, ces critères se sont révélés parfois insuffisants en raison de la grande variabilité morphologique et du dimorphisme des spores observés chez certains genres, notamment *Glomus* et *Acaulospora*, rendant l'identification taxonomique plus complexe (Oliveira *et al.*, 2024).

Avec les progrès des techniques de biologie moléculaire et de la phylogénie basée sur les séquences d'ADN ribosomal, la classification des CMA a été considérablement révisée. Les études phylogénétiques récentes ont montré que ces champignons constituent un groupe monophylétique distinct appartenant au sous-embranchement Glomeromycotina, inclus dans l'embranchement Mucoromycota. Ce groupe représente l'une des lignées fongiques les plus anciennes associées aux plantes terrestres et joue un rôle fondamental dans le fonctionnement et l'évolution des écosystèmes terrestres (Tedersoo *et al.*, 2024 ; Corradi *et al.*, 2025).

Selon les classifications actuelles basées sur les approches morphologiques et moléculaires, les CMA sont regroupés dans la classe Glomeromycetes, qui comprend plusieurs ordres principaux, notamment Glomerales, Diversisporales, Archaeosporales et Paraglomerales. Ces ordres regroupent différentes familles et genres largement distribués dans les sols naturels et agricoles. Parmi les genres les plus étudiés figurent *Glomus*, *Rhizophagus*, *Funneliformis*, *Claroideoglomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora* et *Scutellospora*, connus pour leur rôle essentiel dans l'amélioration de la nutrition minérale des plantes, notamment l'absorption du phosphore et d'autres nutriments du sol (Hyde *et al.*, 2024).

2.3.2. Partenaires

2.3.2.1. Plantes hôtes

Les plantes hôtes des mycorhizes arbusculaires (MA) sont des espèces capables de former des racines adaptées à la colonisation fongique. Cette symbiose permet un échange nutritif (Berruti *et al.*, 2020).

Les hyphes pénètrent dans les cellules corticales et forment des arbuscules, structures ramifiées qui augmentent la surface d'échange et constituent le site principal des transferts nutritifs (Chen *et al.*, 2021). La formation des arbuscules entraîne des modifications morphologiques des cellules corticales, incluant la réorganisation de la membrane plasmique et la formation de périmembranes spécialisées, assurant un contact efficace sans endommager la cellule (Gutjahr et Parniske, 2021).

L'interaction avec les MA influence la morphologie racinaire et la croissance des plantes hôtes, permettant un équilibre entre absorption maximale et protection des tissus racinaires (Zhang *et al.*, 2026).

2.3.2.2. Champignons

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) constituent le partenaire fongique essentiel de la symbiose mycorhizienne, Ils sont considérés comme des biotrophes obligatoires, car leur développement et leur reproduction dépendent étroitement de la plante hôte, qui leur fournit des composés carbonés issus de la photosynthèse (Campos *et al.*, 2021).

La diversité des CMA est relativement limitée par rapport à d'autres groupes fongiques (Crossay *et al.*, 2017). Les études moléculaires estiment l'existence de plusieurs centaines d'espèces au sein du phylum Glomeromycota, largement présentes dans les sols naturels et agricoles (Tedersoo *et al.*, 2024). Cette diversité limitée reflète notamment l'absence de reproduction sexuée dans ce groupe, ce qui réduit le potentiel de variation génétique traditionnelle (Sanders *et al.*, 1996).

Sur le plan cytologique, les hyphes et les spores des CMA sont généralement multinucléées et hétérocaryotes (Corradi *et al.*, 2025). Cette organisation nucléaire particulière permet certains mécanismes de variation génétique, tels que l'anastomose des hyphes ou la recombinaison somatique entre différents noyaux, contribuant ainsi à la plasticité et à l'adaptation écologique de ces champignons (Corradi *et al.*, 2025).

Les CMA jouent également un rôle majeur dans la fertilité des sols et la croissance des plantes, en participant à la mobilisation et au transfert des nutriments minéraux, tout en contribuant à la stabilité et à la structure du sol (Berruti *et al.*, 2016 ; Zhao *et al.*, 2022).

2.3.3. Développement de la symbiose arbusculaire (MA)

Chez les CMA, il n'y a pas de spécificité entre la plante-hôte et le partenaire fongique (Mosse, 1981 ; Smith et Read, 2010). Un champignon endomycorhizien peut s'associer à plusieurs plantes et une même plante peut être infectée par plusieurs espèces de CMA. Cependant il y a des différences spécifiques dans la réponse des plantes hôtes aux CMA et vice-versa (Vander Heijden, 1998). Un CMA s'installe grâce à une succession d'interactions entre le champignon et la plante-hôte, qui conduisent à une intégration morphologique et fonctionnelle des deux symbiotes (Figure 04) (Gianinazzi-Pearson, 1996).

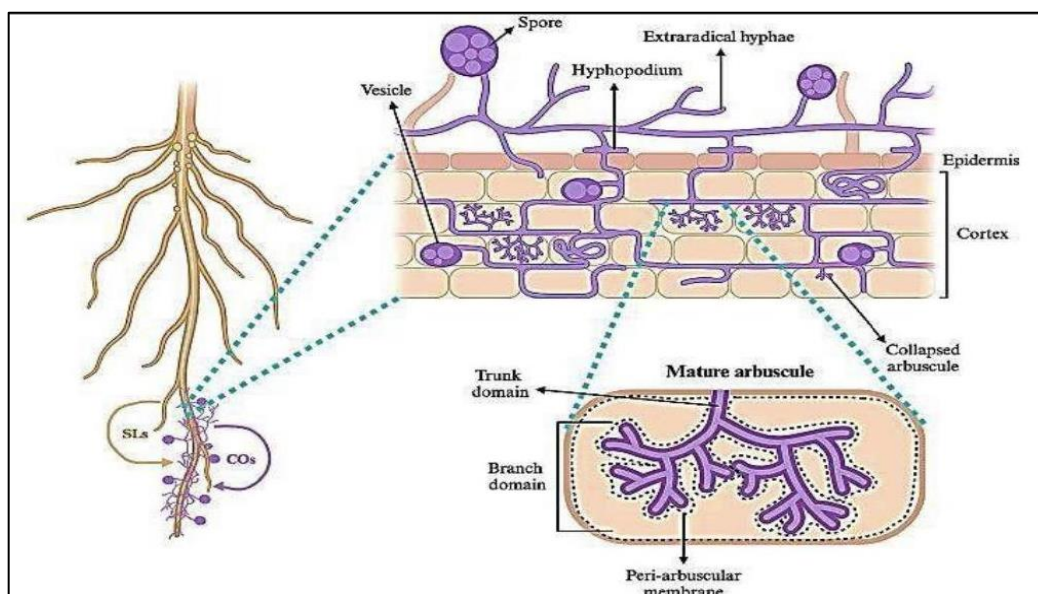


Figure 04 : Différentes structures de la colonisation mycorhizienne arbusculaire (Somoza *et al.*, 2024).

2.3.3.1. Stade présymbiotique

Le stade présymbiotique correspond à la première étape de l'interaction entre la plante hôte et les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), précédant tout contact physique avec les racines (Bonfante et Genre, 2010 ; Feng *et al.*, 2025).

Durant ce stade, la plante libère dans la rhizosphère des exsudats racinaires, parmi lesquels les strigolactones jouent un rôle majeur en tant que signaux chimiques qui stimulent la germination des spores et la ramification des hyphes fongiques, favorisant ainsi la rencontre avec la racine (Besserer *et al.*, 2006 ; Pu *et al.*, 2025).

Les hyphes fongiques réagissent à ces signaux en modifiant leur morphologie et leur métabolisme, notamment par l'allongement des hyphes et l'augmentation de la division nucléaire, ce qui prépare le champignon à la colonisation racinaire (Buée *et al.*, 2000 ; Somoza *et al.*, 2024).

Par ailleurs, les CMA produisent des Myc-factors (oligosaccharides et lipopolysaccharides spécifiques) qui activent chez la plante la voie de signalisation symbiotique commune, prédisposant les cellules à recevoir le champignon et assurant le succès de la symbiose (Genre et Bonfante, 2010 ; Feng *et al.*, 2025).

2.3.3.2. Stade symbiotique (MA)

La phase symbiotique correspond à l'étape où le champignon mycorhizien arbusculaire colonise activement les tissus racinaires de la plante hôte (Galiano, 2026). Cette phase débute après la reconnaissance et l'adhésion des hyphes à la surface des racines (Moreno *et al.*, 2025 ; Zhao *et al.*, 2025).

Les hyphes pénètrent généralement l'épiderme racinaire soit directement à travers les cellules épidermiques, soit au niveau des zones de moindre résistance comme les poils absorbants (Peng *et al.*, 2026). Après cette pénétration, les hyphes progressent vers le cortex racinaire où se déroule la majeure partie de la colonisation fongique (Moreno *et al.*, 2025).

À l'intérieur du cortex, les hyphes se ramifient et peuvent se développer de manière intercellulaire ou intracellulaire tout en maintenant l'intégrité des cellules végétales (Li *et al.*, 2025). Cette colonisation permet l'établissement d'un réseau fongique interne favorisant l'intégration physiologique entre la plante et le champignon (Anderson *et al.*, 2026).

Au cours de cette colonisation, les hyphes intracellulaires se différencient pour former des structures hautement ramifiées appelées arbuscules (Yang *et al.*, 2024). Ces structures se développent à l'intérieur des cellules corticales et constituent les principaux sites d'échanges nutritifs entre les deux partenaires (Feng *et al.*, 2025).

La membrane plasmique de la cellule végétale s'invagine autour de l'arbuscule pour former une membrane péri-arbusculaire spécialisée (Somoza *et al.*, 2024 ; Moreno *et al.*, 2025). Cette interface symbiotique permet le transfert de nutriments minéraux, notamment le phosphore et l'azote, vers la plante tandis que le champignon reçoit des composés carbonés issus de la photosynthèse (Yang *et al.*, 2024 ; Li *et al.*, 2025).

Dans certaines associations mycorhiziennes arbusculaires, la colonisation racinaire conduit également à la formation de vésicules (Anderson *et al.*, 2026). Ces structures sphériques riches en lipides servent principalement de réserves énergétiques pour le champignon et contribuent à la persistance de la symbiose (Yang *et al.*, 2024).

Les vésicules peuvent également jouer un rôle dans la survie du champignon dans le sol et dans la propagation de la symbiose vers de nouvelles racines (Feng *et al.*, 2025). L'ensemble de ces structures traduit un niveau élevé d'intégration physiologique entre les partenaires de l'association mycorhizienne (Galiano, 2026).

2.3.4. Importance des mycorhizes à arbuscules (MA)

Les mycorhizes arbusculaires (MA) jouent un rôle fondamental dans le soutien de la croissance et de la santé des plantes. Elles facilitent l'acquisition de nutriments essentiels et souvent limitants, tels que le phosphore et l'azote, améliorant ainsi la nutrition minérale des plantes (Dreyer *et al.*, 2019 ; Ahmed *et al.*, 2025). Elles participent également à l'absorption d'autres micro-éléments essentiels comme le zinc et le cuivre (Fall *et al.*, 2022).

Outre l'amélioration nutritionnelle, les MA renforcent la résistance des plantes aux stress biotiques et abiotiques. Elles protègent les plantes contre les maladies et les pathogènes racinaires, améliorent la tolérance à la sécheresse et contribuent à la détoxification des sols contaminés par les métaux lourds, grâce à des mécanismes de chélation et de séquestration (Ye *et al.*, 2023 ; Ahmed *et al.*, 2025).

Les CMA influencent également la physiologie interne de la plante en stimulant la production de phytohormones et d'antioxydants, contribuant ainsi à la régulation de la croissance et à la défense oxydative (Wu *et al.*, 2024). Ces avantages ont toutefois un coût pour la plante hôte, qui doit fournir des glucides au champignon, détournant une partie du carbone fixé par photosynthèse pour soutenir la croissance fongique (Grondin *et al.*, 2024).

Enfin, les MA modulent l'écosystème microbien du sol. Elles créent un microhabitat riche en énergie à proximité de leurs hyphes externes, favorisant la colonisation et l'activité des bactéries bénéfiques (Wu *et al.*, 2024). Les exsudats hyphaux libérés par les champignons contiennent des métabolites et molécules de signalisation qui facilitent le mouvement et la communication microbienne le long des hyphes recouverts d'un film d'eau dans la matrice du sol (Couturier, 2025).

2.3.4.1. Nutrition minérale

2.3.4.1.1. Nutrition phosphatée

Le phosphore est un élément nutritif essentiel impliqué dans plusieurs processus physiologiques tels que la photosynthèse, le transfert d'énergie et la synthèse des acides nucléiques, mais sa disponibilité dans le sol reste généralement limitée en raison de sa faible mobilité et de sa forte fixation par les particules minérales (Rui *et al.*, 2022).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires développent un réseau d'hyphes extraracinaires très ramifié qui s'étend dans le sol au-delà de la zone d'épuisement du phosphore autour des racines. Ce réseau fongique permet d'explorer un volume de sol plus

important et d'absorber le phosphore sous forme de phosphate inorganique, qui est ensuite transporté vers la plante hôte (Lu *et al.*, 2023).

En outre, les hyphes fongiques contribuent à la mobilisation du phosphore peu soluble présent dans le sol grâce à leur interaction avec les microorganismes de la rhizosphère et à la production de composés organiques capables de favoriser la solubilisation des phosphates. Cette activité améliore la disponibilité du phosphore dans la rhizosphère et renforce l'efficacité de son absorption par les plantes (Fasusi *et al.*, 2023).

Le transfert du phosphore du champignon vers la plante s'effectue principalement au niveau des arbuscules, qui constituent l'interface fonctionnelle d'échange entre les deux partenaires de la symbiose. À ce niveau, des transporteurs membranaires spécifiques localisés dans la membrane péri-arbusculaire assurent le passage du phosphate vers les cellules végétales (Rui *et al.*, 2022).

Plusieurs travaux récents ont montré que l'association avec les champignons mycorhiziens arbusculaires entraîne une augmentation significative de la teneur en phosphore des tissus végétaux ainsi qu'une amélioration de la croissance et du rendement des plantes. Cette symbiose contribue ainsi à optimiser l'efficacité d'utilisation du phosphore dans les systèmes agricoles et à réduire la dépendance aux engrais phosphatés (Wu *et al.*, 2024).

2.3.4.1.2. Nutrition azotée

L'azote constitue un élément minéral essentiel pour la croissance et le développement des plantes, intervenant dans la synthèse des acides aminés, des protéines et des acides nucléiques. Dans la symbiose mycorhizienne à arbuscules, les champignons mycorhiziens améliorent l'acquisition de l'azote grâce à leur réseau d'hyphes extraradiculaires, qui explorent un volume de sol plus important que celui accessible par les racines seules. Ces hyphes sont capables d'absorber différentes sources d'azote présentes dans le sol, notamment les formes inorganiques telles que le nitrate (NO_3^-) et l'ammonium (NH_4^+), ainsi que certaines formes organiques comme les acides aminés et les petits peptides. L'azote absorbé est rapidement assimilé dans le mycélium fongique et converti principalement en arginine (Arg), qui représente une molécule majeure de stockage et de transport de l'azote chez les champignons mycorhiziens (Jin *et al.*, 2012 ; Babalola *et al.*, 2022).

Cette arginine est ensuite transloquée des mycéliums extraradiculaires vers les mycéliums intraradiculaires présents dans les racines colonisées, où elle est catabolisée en

ammonium (NH_4^+). L'ammonium libéré est finalement exporté vers l'espace périarbusculaire au niveau des arbuscules et transféré à la plante hôte à travers des transporteurs membranaires spécifiques (Jansa *et al.*, 2019).

2.3.4.2. Protection contre les stress environnementaux

L'association avec les champignons mycorhiziens arbusculaires améliore la résilience et l'adaptation des plantes face aux différents stress abiotiques, notamment la sécheresse, la salinité et les températures extrêmes (Begum *et al.*, 2019). Cette symbiose favorise plusieurs mécanismes physiologiques et biochimiques permettant aux plantes de mieux tolérer ces contraintes environnementales (Augé, 2024).

Le réseau d'hyphes extraracinaires développé par les champignons mycorhiziens agit comme une extension du système racinaire et augmente la surface d'exploration du sol (Bahadur *et al.*, 2025). Cette extension facilite l'absorption de l'eau par les hyphes, ce qui permet aux plantes mycorhizées de maintenir un meilleur équilibre hydrique en conditions de stress hydrique (Evelin *et al.*, 2025).

L'amélioration de l'absorption de l'eau et des nutriments contribue également à maintenir l'activité physiologique des plantes et à limiter les effets négatifs de la sécheresse sur la croissance végétale (Li *et al.*, 2025). Les plantes associées aux mycorhizes présentent ainsi une meilleure efficacité d'utilisation de l'eau et une tolérance accrue aux conditions de déficit hydrique (Moreno *et al.*, 2025).

Par ailleurs, la symbiose mycorhizienne influence fortement les mécanismes de défense biochimique des plantes exposées aux stress abiotiques (Yang *et al.*, 2024). Elle induit notamment l'activation des systèmes antioxydants enzymatiques et non enzymatiques, impliqués dans la protection des cellules végétales contre les dommages oxydatifs (Feng *et al.*, 2025).

L'activité des enzymes antioxydantes telles que la superoxyde dismutase, la catalase et les peroxydases est généralement plus élevée chez les plantes mycorhizées soumises à des conditions de stress (Peng *et al.*, 2026).

Cette activation enzymatique contribue à réduire l'accumulation des espèces réactives de l'oxygène et à préserver l'intégrité des structures cellulaires (Galiano, 2026).

L'accumulation de composés antioxydants non enzymatiques, notamment certains composés phénoliques et métabolites secondaires, participe également à la neutralisation du

stress oxydatif (Li *et al.*, 2025). L'ensemble de ces mécanismes permet aux plantes mycorhizées de mieux s'adapter aux contraintes environnementales et d'améliorer leur tolérance aux stress abiotiques (Yang *et al.*, 2024).

2.3.4.3. Biostabilisation du sol

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) jouent un rôle important dans l'amélioration des propriétés physiques et biologiques du sol. Ils contribuent notamment à l'agrégation des particules du sol, ce qui augmente sa stabilité structurale et sa résistance à l'érosion (Chaudhary *et al.*, 2025). Cette agrégation peut représenter une réserve de carbone importante dans le sol, estimée à 10 à 20 fois la biomasse microbienne (Wilson *et al.*, 2009).

Ce processus est en grande partie lié à la production de glomaline, une glycoprotéine hydrophobe et thermostable produite principalement par les hyphes et les mycéliums sénescents des champignons mycorhiziens. La glomaline agit comme un agent liant qui favorise la formation et la stabilisation des agrégats du sol, les rendant plus résistants à l'action de l'eau et à la dégradation physique. De plus, cette molécule se dégrade lentement dans le sol sous l'action des bactéries et des champignons, contribuant ainsi au stockage du carbone et à l'amélioration de la qualité du sol (Zhao *et al.*, 2025).

II. Généralité sur les espèces étudiées

1. *Phaseolus vulgaris* L

Phaseolus vulgaris L., communément appelé haricot commun, est une espèce de légumineuse appartenant à la famille des Fabaceae et largement cultivée dans le monde pour la production de graines riches en protéines, fibres et micronutriments essentiels, ce qui en fait une culture importante pour la sécurité alimentaire et la nutrition humaine (Fayaz *et al.*, 2025). Cette espèce est caractérisée sur le plan cytogénétique par un génome diploïde avec un nombre chromosomique stable de $2n = 22$, caractéristique largement confirmée chez les différentes lignées et génotypes étudiés (Nikolova *et al.*, 2023). Sur le plan reproductif, *Phaseolus vulgaris* est principalement une espèce autogame, la fécondation se produisant généralement avant l'ouverture de la fleur, bien que des cas limités d'allogamie puissent survenir sous l'influence de facteurs environnementaux ou de pollinisateurs (Asadova, 2025).

Par ailleurs, l'espèce présente une importante diversité génétique et morphologique exploitée dans les programmes d'amélioration variétale, cette variabilité étant liée à l'histoire de sa domestication et à la différenciation de plusieurs pools génétiques (Alves *et al.*, 2024).

1.1. Classification de *Phaseolus vulgaris* L.

La classification botanique de *Phaseolus vulgaris* s'appuie sur ses caractères morphologiques et génétiques, appartient à la famille des Fabaceae et permet de situer cette plante dans la hiérarchie des végétaux, de manière standardisée pour la recherche scientifique et l'agriculture (bhide *et al.*, 2022).

Tableau 01 : Classification botanique de *Phaseolus vulgaris* d'après la classification de l'Angiosperm Phylogeny Group « APG III ».

Règne	Plantae
Sous-règne	Angiospermes
Division	Eudicots
Sous-classe	Rosids
Ordre	Fabales
Famille	Fabaceae
Sous-famille	Faboideae
Tribu	Phaseoleae
Genre	<i>Phaseolus</i>
Espèce	<i>Phaseolus vulgaris</i> L

1.2. Morphologie de la plante

1.2.1. Racine

Le système racinaire du *Phaseolus vulgaris* L. (haricot commun) est de type pivotant, initié par la radicule lors de la germination. La racine principale, qui constitue l'axe central, assure à la fois l'ancrage de la plante et l'accès aux ressources hydriques et minérales des horizons profonds (Lynch, 2023). Dès les premiers stades de développement, des racines basales émergent au niveau du collet et structurent l'architecture racinaire en modulant la distribution spatiale des racines dans le profil du sol (Figure 05) (Miguel *et al.*, 2024).

Au fil de la croissance, la multiplication des racines latérales le long de la racine principale, combinée au développement de racines adventives à la base de la tige, accroît considérablement la surface d'absorption et la capacité d'exploration du sol (Strock *et al.*, 2023). Cette organisation hiérarchisée favorise une exploitation optimale des ressources,

particulièrement dans les horizons superficiels, où se concentrent généralement les nutriments essentiels (York *et al.*, 2023).

De ce fait, le système racinaire représente un caractère prioritaire dans les programmes d'amélioration variétale du haricot commun. Une longueur racinaire accrue, une meilleure distribution dans le profil du sol et une ramification dense sont autant de traits associés à une performance agronomique supérieure et à une tolérance renforcée aux contraintes environnementales (Paez-Garcia *et al.*, 2023).

1.2.2. Tige

La tige de *Phaseolus vulgaris* L. constitue l'axe aérien principal de la plante et assure le support des feuilles, des fleurs et des gousses. Elle se développe à partir de l'axe caulinaire issu de la germination et présente généralement une structure herbacée, cylindrique et plus ou moins ramifiée selon les génotypes (Broughton et Hernández, 2023). La tige joue également un rôle essentiel dans la conduction des substances grâce aux tissus vasculaires, notamment le xylème et le phloème, qui assurent respectivement le transport de l'eau et des sels minéraux depuis les racines ainsi que la distribution des assimilats produits par la photosynthèse vers les différents organes de la plante (Evert et Eichhorn, 2024).

La tige de *Phaseolus vulgaris* L contribue indirectement aux fonctions physiologiques de la plante en assurant le soutien structural et la distribution des ressources vers les organes reproducteurs. Sa résistance mécanique et son architecture influencent la capacité de la plante à supporter le poids des gousses et à résister aux contraintes environnementales telles que le vent ou la densité de plantation (Araújo *et al.*, 2023). Ainsi, les caractéristiques morphologiques de la tige constituent également des critères importants dans les programmes de sélection agronomique du haricot commun (Petry *et al.*, 2024).

1.2.3. Feuilles

Les feuilles de *Phaseolus vulgaris* L. constituent les principaux organes photosynthétiques de la plante et sont essentielles pour la production de biomasse. Elles sont généralement composées et trifoliolées, chaque feuille portant trois folioles sur un pétiole relativement long (Silva *et al.*, 2023). Les folioles présentent typiquement une forme ovale à rhomboïde avec un apex acuminé et un réseau de nervures développé, optimisant l'interception de la lumière et l'efficacité photosynthétique (Figure 05) (Gonçalves-Vidigal *et al.*, 2024). Cette organisation morphologique permet une captation efficace de l'énergie

lumineuse nécessaire à la croissance et au développement des organes végétatifs et reproducteurs (Campos *et al.*, 2023).

Au cours du développement végétatif, les feuilles apparaissent de manière alternée le long de la tige, au niveau des nœuds, et sont accompagnées de stipules à la base du pétiole (Rezende *et al.*, 2023). Cette disposition spatiale favorise une couverture optimale et améliore la capture de la lumière, contribuant ainsi à la production de biomasse et à l'accumulation d'assimilats (Petry *et al.*, 2024). Le nombre de feuilles, la surface foliaire totale et le développement des folioles constituent des caractères morphologiques directement liés à l'efficacité photosynthétique et à la croissance de la plante.

Par ailleurs, les feuilles interviennent dans plusieurs processus physiologiques essentiels tels que photosynthèse, transpiration et échanges gazeux via les stomates permettant la synthèse de composés organiques nécessaires tant au développement végétatif qu'à la maturation des organes reproducteurs (Alves *et al.*, 2024). Ainsi, la morphologie et la physiologie foliaire jouent un rôle clé dans l'adaptation aux conditions environnementales et dans la productivité du haricot commun (Silva *et al.*, 2023).

1.2.4. Fleurs

Les fleurs de *Phaseolus vulgaris* L. sont hermaphrodites et zygomorphes, typiques des légumineuses. Elles se développent à l'aisselle des feuilles, généralement à partir des nœuds de la tige principale ou des ramifications secondaires. Chaque fleur est composée d'un calice à cinq sépales soudés, d'une corolle papilionacée à cinq pétales distincts (étendard, ailes et carène), de dix étamines et d'un pistil unique. Cette structure florale favorise la pollinisation croisée, principalement effectuée par des insectes, et contribue à la diversité génétique des populations cultivées (Figure 05) (Gepts *et al.*, 2020 ; Singh *et al.*, 2022).

1.2.5. Gousse

La gousse de *Phaseolus vulgaris* L., fruit issu du développement de l'ovaire après fécondation, se présente sous forme allongée, linéaire à cylindrique, assurant la protection des graines en cours de maturation. Ses caractéristiques morphologiques tels que la longueur, la largeur et l'épaisseur du péricarpe varient selon le génotype et les conditions environnementales, témoignant de la diversité morphologique du haricot commun (Uzar et Kurtar, 2023 ; Alves *et al.*, 2024). Le péricarpe se développe parallèlement aux graines,

disposées en série le long du placenta, et leur nombre par gousse constitue un paramètre agronomique clé pour le rendement final (Thakare *et al.*, 2024 ; Tuna, 2025).

1.2.6. Graine

La graine de *Phaseolus vulgaris* L., principale structure de propagation de l'espèce, présente une forme réniforme à ellipsoïde dont les caractéristiques morphologiques comme la forme, la dimension et la masse varient selon les génotypes et reflètent la diversité génétique des populations cultivées (Rezende *et al.*, 2023 ; Silva *et al.*, 2024). Elle est protégée par la testa, tégument d'origine maternelle qui régule l'imbibition et la germination, et dont les pigments phénoliques et flavonoïdiques déterminent la coloration et les motifs utilisés pour la classification variétale (Zhang *et al.*, 2023 ; Tziouvalekas *et al.*, 2024). En son intérieur, deux cotylédons volumineux stockent les réserves nutritives tels que les protéines, l'amidon et les lipides indispensables à la germination et au développement initial de la plantule (Kumar *et al.*, 2023 ; Shi *et al.*, 2023 ; Díaz-Batalla *et al.*, 2024).

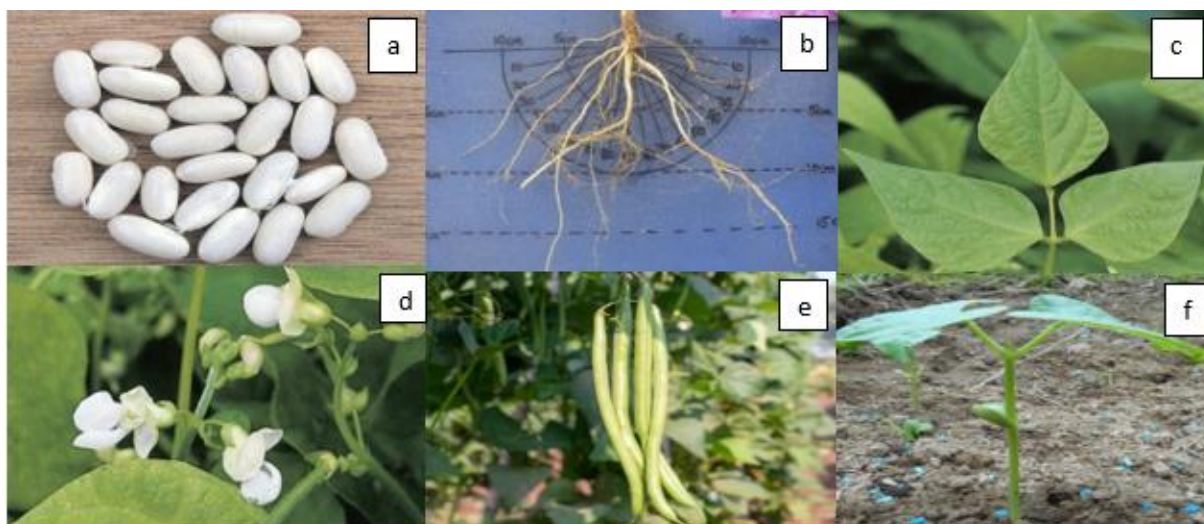


Figure 05 : Morphologie générale de *Phaseolus vulgaris* L ; a : les graines (McClellan *et al.*, 2018) ; b : système racinaire basal (Miguel *et al.*, 2013) ; c : les feuilles ; d : les fleurs (Lauber, 2022) ; e : la gousse ; f : la tige.

1.3. Importance de *Phaseolus vulgaris* L.

1.3.1. Importance nutritionnelle

Le haricot commun (*Phaseolus vulgaris* L.) se distingue par sa richesse nutritionnelle, avec des graines sèches contenant 20 à 25 % de protéines végétales, des glucides complexes et des fibres alimentaires (Celmeli *et al.*, 2023), ainsi que des micronutriments essentiels « fer, zinc, potassium et magnésium » contribuant à la prévention des carences nutritionnelles (Los *et al.*, 2023). Ses composés bioactifs, notamment les polyphénols et flavonoïdes, exercent des effets antioxydants reconnus et participent à la prévention de certaines maladies chroniques (Khazaei *et al.*, 2024). Cette composition en fait un aliment stratégique pour la sécurité alimentaire mondiale, particulièrement dans les pays en développement où il représente une source accessible et durable de protéines végétales (Teshome *et al.*, 2025).

1.3.2. Importance agronomique et écologique

Phaseolus vulgaris L. présente un intérêt agronomique majeur grâce à sa capacité de fixation symbiotique de l'azote atmosphérique, qui améliore la fertilité des sols et réduit le recours aux engrais chimiques, s'inscrivant ainsi dans une logique d'agriculture durable (Singh *et al.*, 2024). Sa large adaptabilité climatique et pédologique, soutenue par une riche diversité génétique, permet de sélectionner des variétés adaptées aux contraintes locales (Gonzalez *et al.*, 2025). Son intégration dans les rotations culturales contribue à réduire l'incidence des maladies telluriques et à améliorer la productivité des cultures (Rodriguez *et al.*, 2024), tout en favorisant la conservation des variétés locales, précieuse réserve génétique pour les futurs programmes d'amélioration variétale face aux défis climatiques (Broughton *et al.*, 2024).

1.3.3. Importance économique

Culture de rente stratégique pour les petits exploitants, le haricot commun contribue à la diversification des revenus à travers sa commercialisation locale, nationale et à l'exportation (Mekonnen *et al.*, 2024). Il renforce également la sécurité alimentaire en offrant une source abordable de protéines végétales, valorisée sous diverses formes comme l'haricots secs, l'haricots verts ou les produits transformés au bénéfice des économies locales et nationales (Khazaei *et al.*, 2024). Sa multifonctionnalité, couvrant la production, la transformation et la commercialisation, en fait un levier important pour le développement rural durable (Teshome *et al.*, 2025).

1.3.4. Importance culturelle et sociale

Profondément ancré dans les traditions culinaires de nombreuses régions du monde, le haricot commun dépasse sa simple valeur nutritionnelle pour constituer un véritable patrimoine culturel, associé à des plats emblématiques et à des rituels communautaires renforçant la cohésion sociale (FAO et CIAT, 2023 ; Singh et Sarker, 2024). Sa culture perpétue également des savoirs agronomiques ancestraux transmis de génération en génération, favorisant des pratiques respectueuses de l'environnement (Mwangi *et al.*, 2024). Sur le plan socioéconomique, sa valorisation dans les marchés locaux soutient l'autonomie alimentaire des ménages et l'émancipation des femmes impliquées dans sa production, transformation et commercialisation (Dossa *et al.*, 2025).

2. *Lens culinaris* Medik

La lentille (*Lens culinaris* Medik) est une plante herbacée annuelle appartenant à la famille des Fabaceae, largement cultivée pour ses graines comestibles riches en protéines végétales. Elle constitue l'une des plus anciennes légumineuses domestiquées par l'homme et joue un rôle important dans l'alimentation humaine, en particulier dans les régions méditerranéennes, le Moyen-Orient et l'Asie (Erskine *et al.*, 2009).

Cette espèce est également reconnue pour son importance agronomique, notamment grâce à sa capacité à établir des relations symbiotiques avec des bactéries fixatrices d'azote et des champignons mycorhiziens, ce qui contribue à améliorer la fertilité des sols et la durabilité des systèmes agricoles (Smýkal *et al.*, 2023).

2.1. Classification

La classification botanique de la lentille repose sur le système phylogénétique moderne des angiospermes proposées par l'Angiosperm Phylogeny Group, qui s'appuie sur des analyses morphologiques et moléculaires des plantes (APG IV) (Tableau 02).

Tableau 02 : Classification botanique de *Lens culinaris* (APG IV).

Règne	Plantae
Sous-règne	Angiospermes
Division	Eudicots
Sous-classe	Rosids
Ordre	Fabales
Famille	Fabaceae
Sous-famille	Faboideae
Tribu	Vicieae
Genre	<i>Lens</i>
Espèce	<i>Lens Culinaris</i> Medik

2.2. Morphologie de la plante

2.2.1. Racine

La lentille développe un système racinaire pivotant relativement profond (Figure 06), accompagné d'un réseau dense de racines secondaires qui assurent l'absorption de l'eau et des nutriments présents dans le sol (Sarker *et al.*, 2005). Les racines possèdent également la capacité d'établir des nodules symbiotiques avec des bactéries du genre *Rhizobium*, responsables de la fixation biologique de l'azote atmosphérique (Smýkal *et al.*, 2023). Par ailleurs, les racines peuvent être colonisées par des champignons mycorhiziens arbusculaires, qui améliorent l'absorption du phosphore et d'autres éléments minéraux peu mobiles dans le sol (Kumar et Sharma, 2009).

Ces interactions symbiotiques contribuent à améliorer la croissance de la plante et à augmenter sa résistance aux conditions environnementales défavorables telles que la sécheresse ou la pauvreté du sol (Boyno *et al.*, 2023).

2.2.2. Feuilles

Les feuilles de la lentille sont composées, alternes et généralement constituées de plusieurs paires de folioles ovales disposées le long d'un rachis central (Erskine *et al.*, 2009).

La terminaison de la feuille se présente souvent sous forme de vrille, une structure qui permet à la plante de s'accrocher à des supports ou à des plantes voisines afin de maintenir sa

tige dressée (Tripathi *et al.*, 2022). Cette caractéristique morphologique favorise l'adaptation de la lentille aux conditions de culture et contribue à optimiser l'exposition des feuilles à la lumière, ce qui améliore l'efficacité de la photosynthèse (Figure 06) (Smýkal *et al.*, 2023).

2.2.3. Fleurs

Les fleurs de la lentille sont généralement petites et appartiennent au type papilionacé caractéristique de la famille des Fabaceae (Lewis *et al.*, 2022). Elles sont composées de cinq pétales différenciés : un étendard, deux ailes et une carène qui renferme les organes reproducteurs (Simpson, 2019). La couleur des fleurs varie du blanc au rose pâle ou au bleu clair selon les variétés cultivées (Erskine *et al.*, 2009). La pollinisation chez la lentille est principalement autogame, ce qui signifie que la fécondation se produit le plus souvent au sein de la même fleur, assurant ainsi une grande stabilité génétique des variétés cultivées (Smýkal *et al.*, 2023) (Figure 06).

2.2.4. Gousse

Le fruit de la lentille est une gousse courte et aplatie qui contient généralement une ou deux graines (FAO, 2021) (Figure 06). Durant la phase de développement, la gousse protège les graines contre les facteurs environnementaux jusqu'à leur maturité physiologique (Roy et Abney, 2012).

À maturité, la gousse se dessèche progressivement et facilite la libération ou la récolte des graines destinées à la consommation ou à la multiplication de la culture (Kumar *et al.*, 2023).

2.2.5. Tige

La tige de *Lens culinaris* Medik est fine, herbacée et généralement ramifiée, présentant un port érigé à semi-érigé. Elle est souvent anguleuse, parfois quadrangulaire en coupe transversale, et sa hauteur varie entre 15 et 75 cm selon les conditions environnementales et le génotype (Banerjee *et al.*, 2026) (Figure 06). La tige est fréquemment pubescente et caractérisée par une faible rigidité, ce qui rend la plante sensible à la verse, notamment à maturité (Erskine *et al.*, 2009).

Elle est constituée de nœuds et d'entre-nœuds bien différenciés, les premiers nœuds pouvant se former au niveau ou légèrement sous la surface du sol, favorisant ainsi l'émission de ramifications basales. La ramification est souvent importante, conférant à la plante un aspect buissonnant. Par ailleurs, la croissance de la tige est généralement indéterminée,

permettant la production continue de nouvelles pousses tant que les conditions de croissance sont favorables (Choudhary *et al.*, 2017).

2.2.6. Graine

La graine de la lentille est de forme lenticulaire et légèrement aplatie, caractéristique qui a donné son nom à l'espèce (Erskine *et al.*, 2009). Sa taille varie généralement entre 3 et 9 mm de diamètre selon les variétés cultivées et les conditions environnementales (Baxevanos *et al.*, 2024) (Figure 06).

La graine est constituée de plusieurs structures principales : un tégument externe qui assure la protection de l'embryon, deux cotylédons servant de réserves nutritives pour la germination, et un embryon qui donnera naissance à la nouvelle plante (Simpson, 2019).

La couleur du tégument peut varier du vert au brun, parfois rougeâtre ou jaune selon les variétés et les conditions de culture (Erskine *et al.*, 2009).



Figure 06 : Morphologie générale de *Lens culinaris* Medik ; a : les graines (Mishra *et al.*, 2022) ; b : système racinaire basal ; c : la tige ; d : les feuilles ; e : les fleurs (Pladias, 2025) ; f : la gousse.

2.3. Importance de la lentille

2.3.1. Importance agronomique et économique

La lentille possède plusieurs caractéristiques agronomiques favorables aux systèmes agricoles durables. En tant que légumineuse, elle établit une symbiose avec des bactéries fixatrices d'azote du genre *Rhizobium*, permettant la fixation biologique de l'azote atmosphérique (Thavarajah *et al.*, 2025).

Ce processus contribue à l'enrichissement du sol en azote et à l'amélioration de la fertilité des sols cultivés. L'introduction de la lentille dans les rotations culturales avec les céréales favorise également une meilleure gestion des ressources du sol et une optimisation de la productivité agricole (Kumar *et al.*, 2025).

La lentille (*Lens culinaris* Medik.) fait partie des légumineuses alimentaires les plus cultivées au monde et constitue une culture largement commercialisée dans plusieurs régions agricoles. La production mondiale de lentilles a connu une augmentation progressive au cours des dernières décennies en raison de la demande croissante en protéines végétales et en aliments d'origine végétale (FAOSTAT *et al.*, 2026).

Cette culture représente également une source de revenus pour de nombreux agriculteurs, notamment dans les exploitations agricoles de petite et moyenne taille. Sa valeur marchande et son intégration dans les systèmes de production agricole contribuent à la dynamisation des filières de légumineuses dans plusieurs pays producteurs (Kumar *et al.*, 2025).

2.3.2. Importance écologique

La culture de la lentille s'inscrit dans les stratégies agricoles visant à réduire les impacts environnementaux des pratiques agricoles. La fixation biologique de l'azote atmosphérique par les légumineuses permet de diminuer l'utilisation d'engrais azotés de synthèse (Thavarajah *et al.*, 2025).

Cette caractéristique contribue à limiter les émissions de gaz à effet de serre associées à la production et à l'application des fertilisants chimiques. De plus, l'intégration de la lentille dans les systèmes de rotation culturale favorise la diversité biologique des sols et participe à l'amélioration de la qualité des agroécosystèmes (Gautam *et al.*, 2025).

2.3.3. Importance nutritionnelle

Les graines de lentille présentent une composition nutritionnelle riche et équilibrée. Elles contiennent une proportion élevée de protéines végétales, généralement comprise entre 20 et 25 %, ainsi que des glucides complexes et des fibres alimentaires (Riaz *et al.*, 2024).

Les lentilles constituent également une source importante de micronutriments essentiels tels que le fer, le zinc, le potassium et le magnésium, ainsi que de vitamines du groupe B, notamment l'acide folique. Cette richesse nutritionnelle explique leur présence fréquente dans les régimes alimentaires équilibrés et leur contribution à la prévention de certaines maladies métaboliques (Riaz *et al.*, 2024).

2.3.4. Importance culturelle et sociale

La lentille occupe une place notable dans les traditions alimentaires de nombreuses régions du monde. Elle est intégrée dans plusieurs plats traditionnels en Asie, au Moyen-Orient, en Afrique du Nord et dans les pays méditerranéens (Gautam *et al.*, 2025).

Sa consommation s'inscrit dans des pratiques culinaires transmises de génération en génération et participe à l'identité gastronomique de plusieurs cultures. Dans certaines régions, la lentille constitue également une source accessible de protéines végétales, contribuant à la diversité alimentaire et à la sécurité nutritionnelle des populations (Thavarajah *et al.*, 2025).

III. *Ulva lactuca*

1. Généralités

Ulva lactuca L., communément appelée laitue de mer, est une macroalgue verte marine appartenant au groupe des Chlorophytes. Elle est largement distribuée dans les zones côtières tempérées, tropicales et subtropicales du monde. Cette algue se développe principalement sur les rochers du littoral, dans les zones intertidales et les eaux peu profondes riches en nutriments. Son thalle est aplati, mince, de couleur vert vif, constitué de deux couches cellulaires, ce qui lui confère un aspect semblable à une feuille de laitue (Dominguez et Loret, 2019).

Ulva lactuca possède une croissance rapide et peut se reproduire par voie sexuée, asexuée ou par fragmentation du thalle, ce qui favorise sa prolifération dans les milieux eutrophisés (Costa *et al.*, 2024).

2. Classification taxonomique

Ulva lactuca est une macroalgue verte appartenant au groupe des Chlorophytes. Sa classification taxonomique est largement acceptée dans les bases de données spécialisées en phycologie et en taxonomie marine. Selon AlgaeBase, *Ulva lactuca* appartient au domaine des Eukaryota et au règne des Viridiplantae. Elle est classée dans l'embranchement des Chlorophyta, la classe des Ulvophyceae, l'ordre des Ulvales et la famille des Ulvaceae. Le genre *Ulva* regroupe plusieurs espèces d'algues vertes marines, dont *Ulva lactuca*, décrite par Linné en 1753 (Guiry et Guiry, 2024).

3. Importance

Ulva lactuca présente un intérêt écologique, nutritionnel et économique important. Sur le plan écologique, elle contribue à la production primaire des écosystèmes marins, fournit un habitat et une source de nourriture à de nombreuses espèces marines, et peut être utilisée comme bioindicateur de la qualité des eaux côtières. Cependant, en cas d'enrichissement excessif en nutriments, elle peut provoquer des « marées vertes » (*green tides*), ayant des conséquences écologiques importantes (Areco *et al.*, 2021). Sur le plan nutritionnel, *Ulva lactuca* est riche en protéines, en polysaccharides (notamment l'ulvane), en fibres alimentaires, en vitamines (A, B et C) ainsi qu'en minéraux tels que l'iode, le calcium, le magnésium, le potassium et le fer (Putra *et al.*, 2024) ; elle est d'ailleurs consommée dans plusieurs pays comme aliment fonctionnel grâce à sa valeur nutritionnelle élevée (Dominguez et Loret, 2019). Enfin, sur le plan pharmaceutique et industriel, cette macroalgue contient de nombreux composés bioactifs présentant des activités antioxydante, antimicrobienne, anti-inflammatoire et immunomodulatrice (Mutavski *et al.*, 2024).



Matériel et méthodes

I. Cadre de l'étude

Ce travail a été mené au laboratoire de microbiologie appliquée de la Faculté des sciences biologiques de l'Université Belhadj Bouchaib d'Aïn Témouchent, sur une période s'étendant du 3 février 2026 au 29 mai 2026.

II. Objectif de l'étude

Cette étude vise à évaluer l'efficacité de deux biostimulants naturels, l'algue *Ulva lactuca* et des champignons mycorrhiziens arbusculaires, appliqués seuls ou en combinaison, sur la croissance, le développement et la tolérance au stress des légumineuses alimentaires : le haricot (*Phaseolus vulgaris* L.).

L'enjeu central est de déterminer dans quelle mesure ces biostimulants peuvent constituer une alternative durable aux engrais minéraux, en améliorant les paramètres agronomiques des cultures dans une perspective d'agriculture plus respectueuse de l'environnement.

III. Présentation des sites d'échantillonnage

1. Situation géographique

1.1. Port de Bouzedjar (Site de *Ulva lactuca*)

Dans la partie occidentale du littoral algérien, au sein de la wilaya d'Aïn Témouchent, se situe la zone portuaire de Bouzedjar, en bordure de la mer Méditerranée. Localisé à environ 90 km à l'ouest d'Oran, le port de Bouzedjar constitue une infrastructure maritime à vocation principalement halieutique (Figure 07).

Le site se caractérise par une structure portuaire semi-fermée, orientée globalement nord-ouest/sud-est, protégée par des jetées formant un bassin relativement abrité de l'action directe de la houle et des courants marins. Cette configuration hydrodynamique favorise l'accumulation des nutriments et la stabilité des substrats.

L'intérieur du port comprend des quais, des digues rocheuses et des enrochements immergés, constituant des substrats favorables à l'installation et à la prolifération de diverses espèces d'algues marines, notamment *Ulva lactuca*. Le site de récolte est localisé aux coordonnées géographiques suivantes : 35,57349° ° Nord et 1,16740° Ouest.

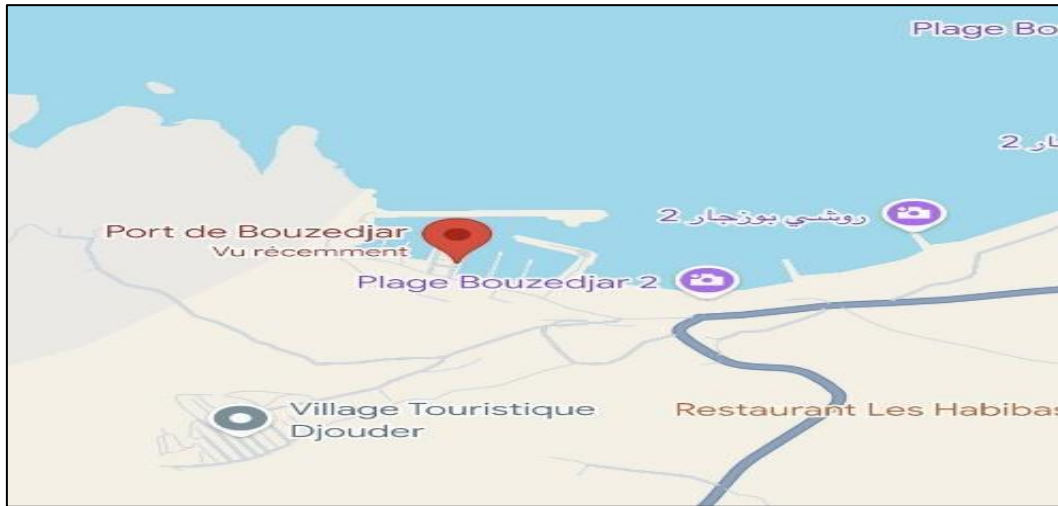


Figure 07 : Localisation de port de Bouzedjar (Google Maps, 2026).

1.2. Es Sénia (site de *Zea mays L*)

Es Sénia est une commune située dans la partie sud-est de la wilaya d'Oran, au nord-ouest de l'Algérie. Elle se localise à environ 10 km du centre-ville d'Oran et représente l'un des principaux pôles périurbains de l'agglomération oranaise. La région s'inscrit dans une plaine à relief globalement plat à légèrement ondulé, offrant des conditions favorables au développement des activités agricoles (Figure 08). Le site de culture est localisé aux coordonnées géographiques suivantes : 35.6281959° Nord et -0.6448319° Ouest.



Figure 08 : Localisation de la région d'étude Es Senia (Google Maps, 2026).

2.Échantillonnage des biostimulants

2.1. *Zea mays* L

Les échantillons de racines de *Zea mays* L. ont été prélevés à une profondeur d'environ 20 cm au cours du mois de février 2026, dans la région d'Es Sénia, wilaya d'Oran (Figure 09). Les prélèvements ont été effectués dans des conditions aseptiques, puis les échantillons ont été conservés à 4 °C au laboratoire de microbiologie.



Figure 09 : Plant de *Zea mays* L cultivé dans la région Es sénia(wilaya d'Oran).

a : Plants de *Zea mays* L. cultivés dans la région d'Es Sénia

b : Prélèvement des racines de *Zea mays* L.

2.2. *Ulva lactuca*

Le prélèvement de l'algue verte *Ulva lactuca* a été effectué durant le mois de février 2026 au niveau de la côte marine du port de Bouzedjar, situé dans la wilaya d'Aïn Témouchent (Figure 07).

L'échantillonnage a été réalisé manuellement sur les substrats rocheux du port, où *Ulva lactuca* se fixe naturellement. La collecte a été facilitée par la faible adhérence du thalle à son support, permettant un détachement aisé sans altération du matériel végétal. Les échantillons récoltés ont été placés dans des sacs hermétiques contenant un volume d'eau de mer suffisant pour maintenir leur hydratation, puis acheminés rapidement au laboratoire pour la suite des traitements. (Figure 10).



Figure 10 : Aspect macroscopique de l'algue verte *Ulva lactuca* fraîchement récoltée au niveau du port de Bouzedjar (wilaya d'Aïn Témouchent).

2.3. Sol

Des échantillons de sol sableux ont été prélevés dans la forêt de Sassel, à une profondeur d'environ 20 cm. La masse totale collectée était de 88 kg. Les prélèvements ont été réalisés à l'aide de matériel propre afin d'éviter toute contamination. Les échantillons ont ensuite été conditionnés dans des sacs stériles et transportés au laboratoire dans des conditions appropriées (Figure 11).

Après leur réception au laboratoire, Les échantillons de sol ont été séchés à température ambiante, puis tamisés et homogénéisés dans le but d'obtenir un échantillon représentatif. Ils ont ensuite été conservés dans des conditions sèches jusqu'à leur utilisation ultérieure.

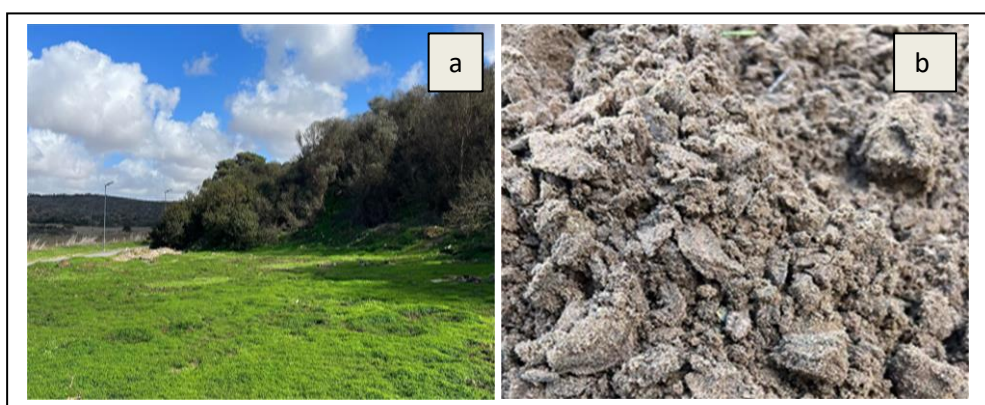


Figure 11 : Site de prélèvement dans la forêt de Sassel (a) et aspect macroscopique du sol prélevé (b).

3. Évaluation des paramètres de la mycorhization des racines de *Zea mays* L.

La mise en évidence de la colonisation endomycorhizienne des racines a été réalisée selon la méthode de Phillips et Hayman (1970), qui comprend trois étapes successives : l'éclaircissement des racines, la coloration des structures fongiques et leur observation au microscope optique.

3.1. Éclaircissement

Les racines prélevées ont été soigneusement rincées abondamment à l'eau du robinet afin d'éliminer les particules de sol adhérentes.

Elles ont ensuite été traitées par immersion dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 10 %, placée au bain-marie à 90 °C pendant 45 minutes, dans le but de clarifier les tissus racinaires par élimination du contenu cellulaire.

Après ce traitement, les racines ont été rincées puis immergées dans une solution d'acide lactique pendant 10 minutes à température ambiante afin de neutraliser les résidus alcalins et d'améliorer la transparence des tissus avant l'étape de coloration.

3.2. Coloration

La mise en évidence des structures mycorhiziennes a été réalisée par un protocole de coloration des tissus racinaires utilisant une solution de bleu de trypan à 0,01 %. Les échantillons ont été soumis à un traitement thermique contrôlé (90 °C pendant 20 minutes) afin de favoriser la pénétration du colorant au sein des tissus végétaux. Après cette étape, les racines ont été transférées dans une solution de glycérol, assurant l'élimination du colorant résiduel et la préservation des échantillons jusqu'à l'analyse.

L'observation microscopique a consisté à préparer des montages temporaires de fragments racinaires dans une goutte de glycérol, placés entre lame et lamelle (Figure 12). L'identification des structures fongiques associées aux racines a été effectuée à l'aide d'un microscope optique, en utilisant des grossissements adaptés ($\times 10$, $\times 40$ et $\times 100$).



Figure 12 : Fragments racinaires de *Zea mays* L par la méthode de Phillips et Hayman (1970).

a : Fragments racinaires après coloration ; b : Fragments racinaires colorés placés entre lame et lamelle.

3.3. Estimation de taux de mycorhization

La fréquence de mycorhization (F%) exprime le pourcentage de fragments racinaires colonisés par les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) par rapport au nombre total de fragments observés.

$$F\% = n/N \times 100$$

n : nombre de fragments mycorhizes.

N : nombre total de fragments observé.

4. Inoculation contrôlée des plantes

4.1. Stérilisation du sol

La stérilisation du sol a été effectuée afin d'éliminer toute microflore endogène pouvant interférer avec l'expérience. Le traitement a été réalisé à l'autoclave à 121 °C, selon un protocole de deux cycles d'une heure chacun, séparés par un intervalle de 24 heures pour permettre l'émergence éventuelle de spores ou de micro-organismes résistants avant le second cycle.



Figure 13 : Sol après stérilisation.

4.2. Préparation de biostimulants à base de l'algue *Ulva lactuca*

Les échantillons d'algue *Ulva lactuca* ont été préalablement lavés puis séchés à une température de 45°C pendant 24 heures jusqu'à obtention d'un poids constant. Après séchage, les algues ont été finement broyées afin d'obtenir une poudre homogène facilitant leur application en tant que biostimulant végétal (Figure 14).

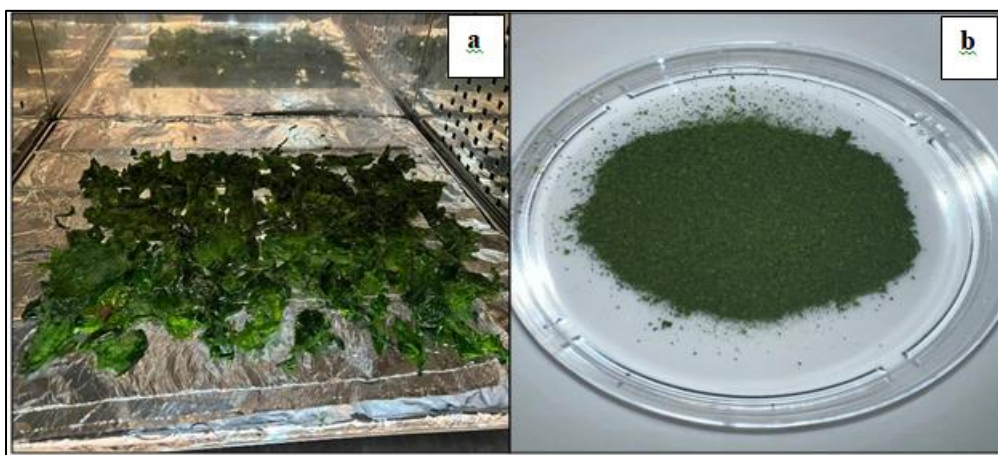


Figure 14 : Procédé de séchage du matériel végétal (*Ulva lactuca*) dans une étuve ventilée (a), Poudre d'*Ulva lactuca* (b).

4.3. Préparation des racines de *Zea mays* L comme biostimulant mycorhizien

Par ailleurs, des racines de *Zea mays* L. présentant une colonisation mycorhizienne ont été sélectionnées après vérification du taux de mycorhization. Ces racines ont été découpées en fragments d'environ 0,5 à 1 cm de longueur, puis utilisées comme inoculum fongique pour l'inoculation des plantes expérimentales.

4.4. Germination des graines

4.4.1. Préparation de l'eau gélosée

Pour obtenir un support solide pour la germination, 23 g d'agar ont été dissous dans 1 L d'eau distillée sur une plaque chauffante, sous agitation douce, afin d'assurer une dissolution complète et homogène. Le mélange a ensuite été stérilisé en autoclave à 120 °C pendant 20 minutes afin d'éliminer toute contamination microbienne.

Après stérilisation, l'eau gélosée a été coulée dans des boîtes de Pétri stériles, en manipulant sous un flux aseptique généré par un bec Bunsen. Une fois solidifiée, elle a servi de support pour la germination des graines, garantissant des conditions expérimentales stériles et contrôlées.

4.4.2. Désinfection des graines

Les graines de haricot (*Phaseolus vulgaris* L) ont été soumises à une désinfection de surface par immersion dans une solution d'eau de Javel 12° pendant une durée de 10 secondes. À l'issue de cette étape, les graines ont été rincées soigneusement à dix reprises à l'eau distillée stérile afin d'éliminer complètement les résidus du désinfectant et de prévenir tout effet susceptible d'altérer la germination ou le développement ultérieur des plantules.

4.4.3. Mise en germination

Après désinfection, les graines ont été réparties à la surface de l'eau gélosée préalablement solidifiée dans des boîtes de Pétri stériles, à raison de dix à douze graines par boîte. Les boîtes ont ensuite été maintenues dans l'obscurité, à température ambiante et sous conditions aseptiques, afin d'assurer une germination optimale et d'éviter toute contamination microbienne. (Figure 15).



Figure 15 : Mise en germination des graines de *Phaseolus vulgaris* L. sur l'eau gélosée.

4.4.4. Détermination du taux de germination

Le taux de germination correspond au pourcentage maximal de graines ayant germé dans les conditions expérimentales définies. Ce paramètre reflète la capacité germinative des graines et dépend étroitement des conditions de germination mises en place par l'expérimentateur, notamment la température, l'humidité et les conditions du milieu de culture.

$$TG(\%) = \text{Nombre de graines germées} / \text{Nombre total de graines semées} \times 100$$

4.5. Préparation des pots et inoculation

Chaque pot a été rempli avec 400 g de substrat sableux stérilisé. Le dispositif expérimental comprenait cinq traitements, chacun comportant vingt répétitions (Figure 16) :

Traitement 1 (Témoin) : Les graines de *Phaseolus vulgaris* L. (haricot) semées sur sable stérile non inoculé ont été utilisées comme témoins.

Traitement 2 (Mycorhizes) : Les graines ont été inoculées avec 1 g de racines de *Zea mays* L. afin d'assurer une inoculation mycorhizienne.

Traitement 3 (Algues) : Les graines ont été semées dans un sol mélangé à 1 g de poudre d'algues, afin d'en évaluer l'effet.

Traitement 4 (Inoculation mixte) : Les graines ont été semées dans un substrat enrichi par l'ajout combiné de 0,5 g de racines mycorhizées de *Zea mays* L. et de 0,5 g de poudre d'algues.

Traitement 5 (Engrais chimiques) : Les graines ont été semées avec l'apport d'engrais chimiques.



Figure 16 : Dispositif expérimental des différents traitements appliqués aux espèces végétales étudiées.

5. Mise en évidence de la colonisation racinaire par les mycorhizes arbusculaires chez *Phaseolus vulgaris*

5.1. Estimation du taux de mycorhization

5.1.1. Fréquence de mycorhization (F%)

La fréquence de mycorhization (F%) exprime le pourcentage de fragments racinaires colonisés par les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) par rapport au nombre total de fragments observés (mentionné précédemment dans la page 32).

5.1.2. Intensité de colonisation du cortex (M%)

L'intensité de mycorhization (M%) reflète le degré de colonisation du cortex racinaire. Elle est déterminée à partir d'une notation des fragments racinaires selon une échelle d'infection allant de 0 à 5 (Figure 17) :

- Classe 0 : 0 %
- Classe 1 : 0–1 %

- Classe 2 : 1–10 %
- Classe 3 : 10–50 %
- Classe 4 : 50–90 %
- Classe 5 : 90–100 %

Le calcul de M% est réalisé selon la formule suivante :

$$M (\%) = (95 n_5 + 70 n_4 + 30 n_3 + 5 n_2 + n_1) / N$$

Ce paramètre traduit avec précision l'importance de la colonisation mycorhizienne dans les racines de *Zea mays* L.

5.1.3. Richesse arbusculaire des parties mycorhizées (a%)

La richesse arbusculaire (a%) correspond à l'abondance des arbuscules dans les fragments colonisés. Les arbuscules sont classés selon quatre catégories (A0 à A3) (Figure 17) :

- A0 : absence d'arbuscules
- A1 : faible abondance (0–10 %)
- A2 : abondance moyenne (10–50 %)
- A3 : forte abondance (50–100 %)

La richesse arbusculaire est calculée selon :

$$a\% = (100mA3+50mA2+10mA1) / 100$$

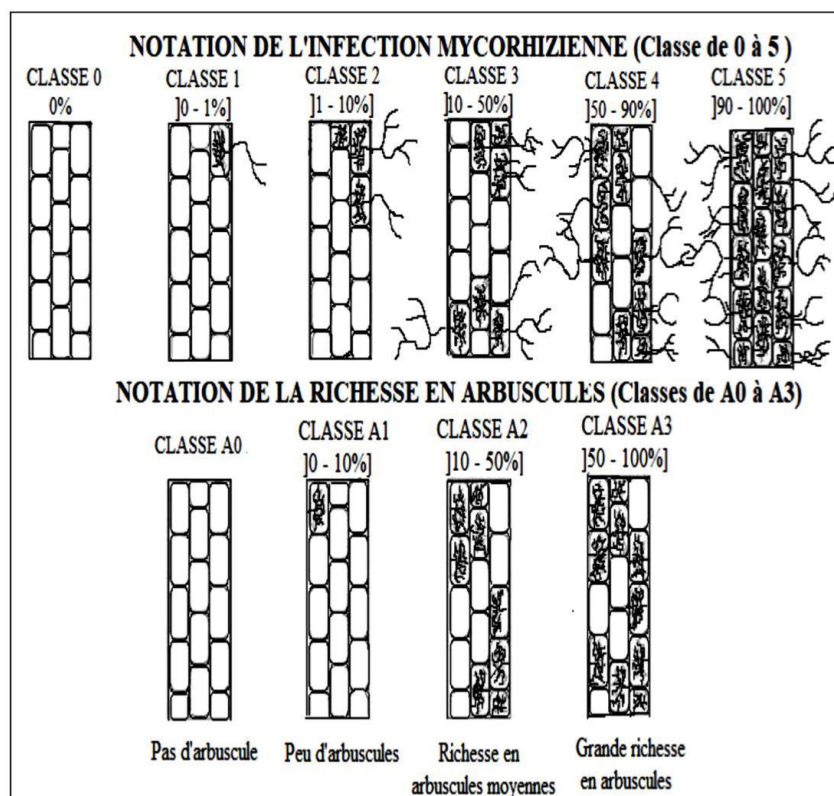


Figure 17 : Répartition en classes de la colonisation du cortex racinaire par les CMA et la présence d'arbuscules (Trouvelot *et al.*, 1986).

5.1.4. Richesse arbusculaire du système racinaire (A%)

La richesse arbusculaire du système racinaire (A%) représente l'abondance globale des arbuscules dans l'ensemble du système racinaire :

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

6. Paramètres étudiés

6.1. Paramètres biologiques

L'évaluation de l'efficacité de la colonisation mycorhizienne des racines a reposé sur la quantification des principaux paramètres de la mycorhization, à savoir la fréquence, l'intensité, et le taux d'arbuscules.

6.2. Les paramètres biométriques

6.2.1. Hauteur de la partie aérienne

La hauteur de la partie aérienne correspond à la mesure verticale des organes situés au-dessus du sol, allant du collet jusqu'à l'apex.

6.2.2. Longueur des racines

La longueur des racines correspond à la mesure longitudinale des organes racinaires, s'étendant du collet jusqu'à l'extrémité de la racine principale.

6.3. Paramètres de biomasse

L'étude des paramètres de biomasse a été réalisée afin d'évaluer quantitativement la production végétale en réponse aux différents traitements appliqués. La biomasse constitue un indicateur fiable du développement et de la vigueur des plantes.

6.3.1. Détermination du poids frais des parties aériennes et racinaires

Après la période de culture, les plants ont été récoltés puis immédiatement pesés à l'aide d'une balance analytique afin de déterminer le poids frais de la plante entière, exprimé en grammes (g).

6.3.2. Détermination du poids sec des parties aériennes et racinaires

Les échantillons végétaux ont ensuite été séchés dans une étuve à 60 °C pendant 3 jours jusqu'à obtention d'un poids constant. Après séchage, le poids sec des parties aériennes et racinaires a été déterminé à l'aide d'une balance analytique, permettant ainsi d'estimer la biomasse réelle produite.

6.4. Paramètres physiologiques liés aux stress abiotiques

6.4.1. Stress hydrique

Un stress hydrique a été induit sur trois pots par traitement expérimental. Deux niveaux de sécheresse ont été appliqués :

Premier traitement : l'arrosage a été interrompu après 50 jours de culture pendant une semaine.

Deuxième traitement : l'arrosage a été interrompu après 50 jours de culture pendant 17 jours.

Au cours de l'expérience, aucun apport en eau n'a été effectué afin d'induire un déficit hydrique.

6.4.2. Stress salin

Le stress salin a été appliqué sur trois répétitions de chaque traitement expérimental pendant 20 jours. Les plantes ont été irriguées avec des solutions salines préparées à partir de chlorure de sodium (NaCl) dissous dans 1 L d'eau distillée stérile, selon trois concentrations : 50, 100 et 150 mM de NaCl (Annexe n°01) (Martínez-Ballesta *et al.*, 2016). L'arrosage a été effectué deux fois par semaine durant toute la période expérimentale.



Résultats et discussion

1. Mise en évidence de la colonisation racinaire MA de *Zea mays* L

1.1. Estimation de taux de mycorhization

L'examen microscopique des racines de *Zea mays* L., traitées selon la méthode de Phillips et Hayman (1970), révèle une forte colonisation par les champignons mycorhiziens arbusculaires (MA). Cette colonisation se manifeste par la présence de diverses structures notamment des hyphes, des arbuscules et des vésicules (Figure 18).

En outre, la colonisation mycorhizienne arbusculaire (MA) se traduit par une fréquence élevée de mycorhization (F%), atteignant 95%. Ces résultats indiquent que ce matériel peut être utilisé comme inoculum fongique.

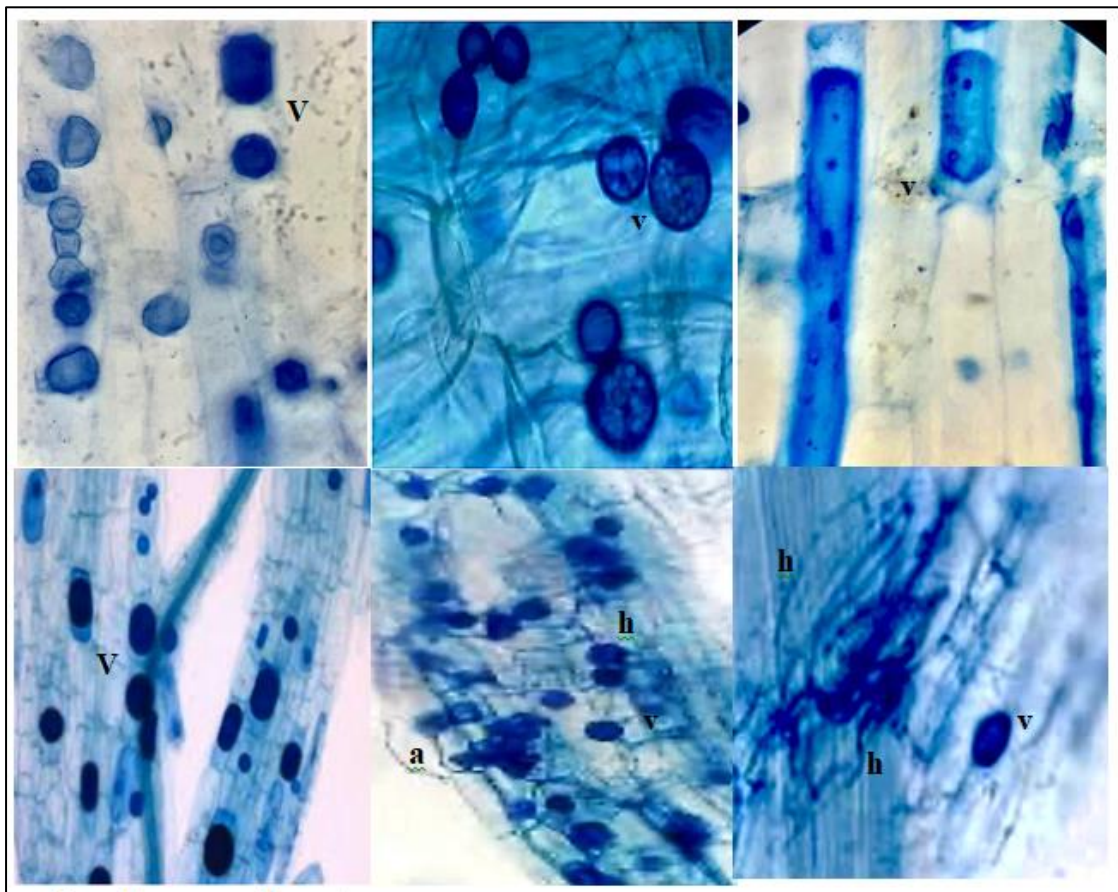


Figure 18 : Les structures endomycorhiziennes observées dans les racines de *Zea mays* L. après 30 jours de la plantation dans le sol de la région d'Es Senia (Oran), a : arbuscule ; h : hyphe ; v : vésicule. Grossissements : $\times 40$ et $\times 100$.

2. Germination des graines de *Lens culinaris* Medik et de *Phaseolus vulgaris* L

L'évaluation de la germination des graines de *Phaseolus vulgaris* L. et *Lens culinaris* Medik a mis en évidence une levée homogène et rapide dans les conditions expérimentales appliquées. L'ensemble des espèces étudiées a présenté un développement initial régulier, sans anomalie morphologique observable (Figure 19).

Le taux de germination atteint 100 % pour les trois espèces, traduisant une viabilité totale des lots de semences et des conditions favorables à l'initiation des processus germinatifs (Figure 20).



Figure 19 : Germination des graines de *Phaseolus vulgaris* L.

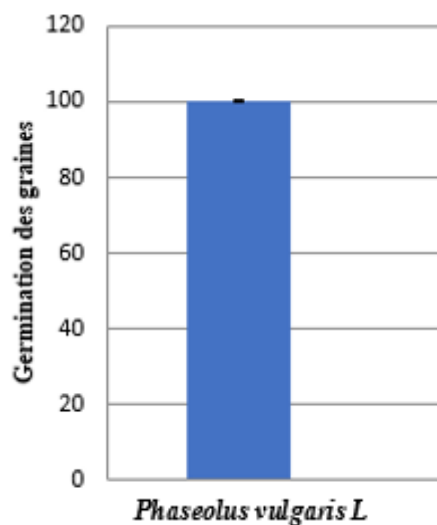


Figure 20 : Pourcentage de germination des graines de *Phaseolus vulgaris* L.

3. Effet des biostimulants sur les paramètres de croissance de *Phaseolus vulgaris* L.

Après 60 jours de culture, la figure 21 suivante illustre l'effet des différents traitements à base de biostimulants sur la croissance de *Phaseolus vulgaris*, en comparaison avec le témoin non traité. Les résultats montrent des variations de développement entre les modalités expérimentales, traduisant l'influence des biostimulants sur la croissance et la vigueur des plantules.

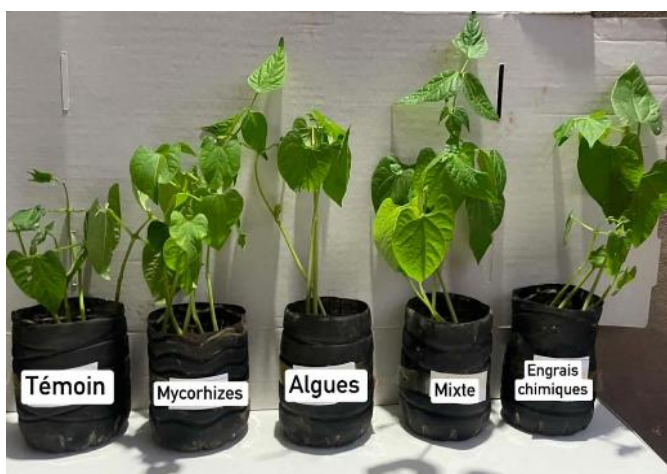


Figure 21 : Aspect des plantes après 60 jours de croissance de *Phaseolus vulgaris*.

3.1. Effet des biostimulants sur la longueur des parties aériennes et racinaires de *Phaseolus vulgaris*

Les plants témoins affichent les valeurs de croissance les plus faibles, avec une longueur de tige de 16,5 cm et une longueur racinaire de 6,0 cm. L'application d'engrais chimique améliore significativement ces paramètres par rapport au témoin, avec des tiges atteignant 26,0 cm et des racines de 10,0 cm, bien que ses effets demeurent inférieurs à ceux des biostimulants testés (Figure 22).

Le traitement à base de poudre d'algues *Ulva lactuca* exerce un effet biostimulant modéré, avec des longueurs de tige et racinaire de 22,0 cm et 9,0 cm respectivement. Cet effet est attribué à la richesse de cette algue en phytohormones, acides aminés et polysaccharides bioactifs, qui stimulent le métabolisme végétal sans toutefois égaler l'efficacité des traitements mycorhiziens.

L'inoculation mycorhizienne induit une amélioration nette de la croissance végétative et racinaire, avec des tiges de 27,0 cm et des racines atteignant 17,0 cm. Ce résultat s'explique par l'établissement d'une symbiose mutualiste entre le champignon et les racines de la plante, favorisant l'absorption hydrique et minérale via l'extension du réseau d'hyphes extraracinaires.

Le traitement combiné se distingue par les performances de croissance les plus élevées de l'ensemble des traitements, avec des longueurs de tige et racinaire atteignant 35,0 cm et 11,0 cm respectivement. Ces valeurs reflètent un effet synergique marqué entre les composantes du traitement, optimisant simultanément la nutrition minérale et la stimulation hormonale de la plante.

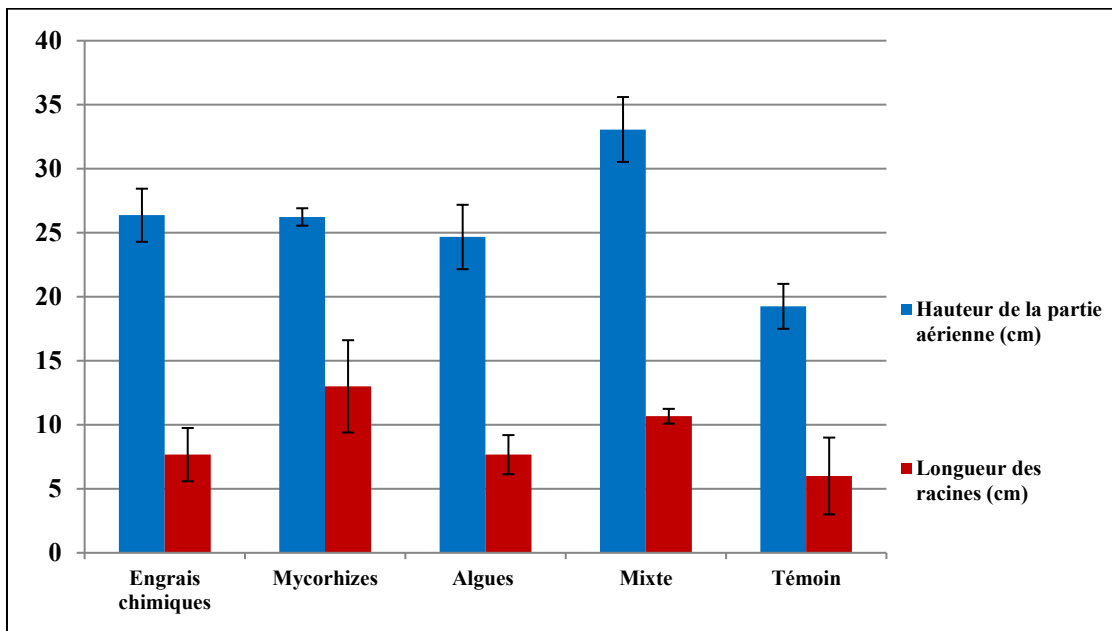


Figure 22 : Effet de différents traitements sur la croissance de *Phaseolus vulgaris*.

3.2. Effet des biostimulants sur le poids frais et le poids sec

Les plants témoins présentent la biomasse la plus faible, avec un poids frais de 1,50 g et un poids sec de 0,45 g, constituant ainsi la référence basale de cette étude. L'inoculation mycorhizienne induit une amélioration significative de la biomasse aérienne, portant le poids frais à 3,01 g et le poids sec à 0,90 g, soit un doublement par rapport au témoin. Le traitement aux extraits d'algues produit des résultats comparables, avec un poids frais de 3,00 g et un poids sec de 0,90 g, suggérant un potentiel biostimulant similaire à celui de la mycorhization. L'application de l'engrais chimique améliore certes la biomasse par rapport au témoin, avec un poids frais de 2,80 g et un poids sec de 0,84 g, mais demeure inférieure aux traitements biologiques. Le traitement mixte (mycorhizes + algues) enregistre les valeurs les plus élevées, avec un poids frais atteignant 4,20 g et un poids sec de 1,26 g, mettant en évidence un effet synergique entre les deux biostimulants et confirmant la supériorité de cette association sur l'ensemble des traitements testés (Figure 23).

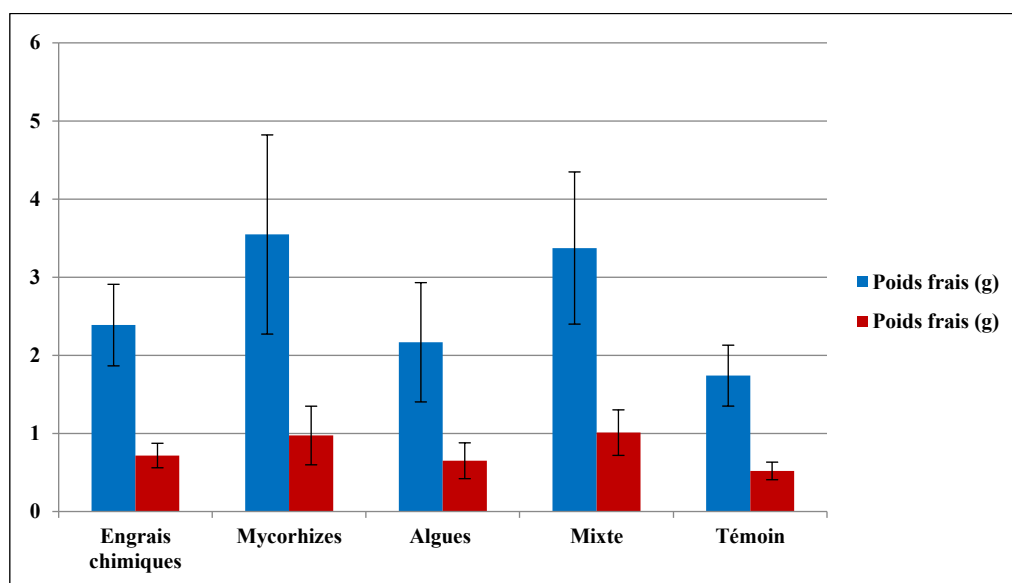


Figure 23 : Effet des biostimulants sur le poids frais et sec de *Phaseolus vulgaris*.

3.3. Nombre des feuilles

Les données initiales révèlent que les plants témoins possèdent le moins de feuilles (5 unités), établissant le seuil de référence. L'introduction des mycorhizes optimise la formation du feuillage, le portant à 8 feuilles. L'usage d'extraits d'algues stimule similairement la dynamique végétative en affichant un score de 7 feuilles. Quant à l'amendement chimique, il induit un gain comparable à l'inoculation seule, avec 8 feuilles dénombrées. Le pic de

croissance est cependant attribué au traitement combiné (mycorhizes + algues), qui a conduit à 9 feuilles.

4. Mise en évidence de la colonisation racinaire par les mycorhizes arbusculaires (MA) chez *Phaseolus vulgaris*.

4.1. Estimation de taux de mycorhization

Les résultats obtenus après l'observation microscopique des racines de *Phaseolus vulgaris* colorées au bleu de trypan selon la méthode de Phillips et Hayman (1970), ont permis de mettre en évidence la présence de structures typiques des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), notamment les hyphes, les vésicules et les arbuscules (Figure 24).

L'examen des témoins n'a révélé aucune trace de colonisation mycorhizienne, ce qui confirme l'efficacité de la stérilisation du sol ainsi que la fiabilité du dispositif expérimental.

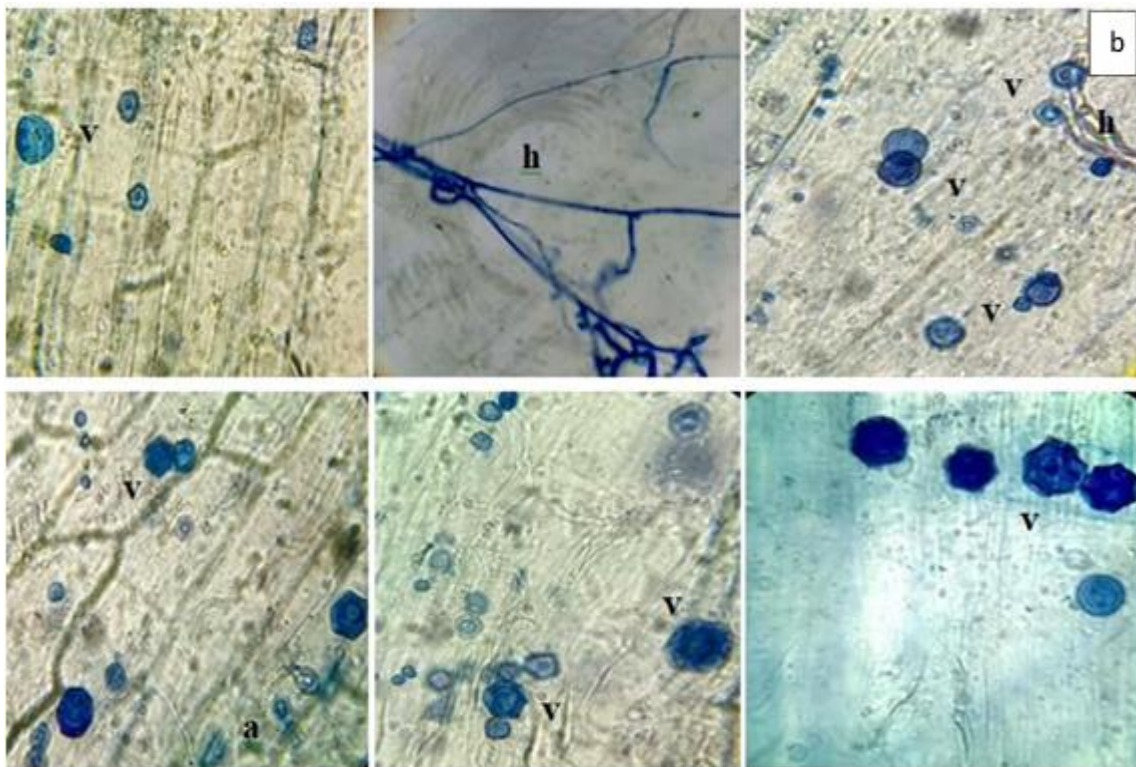


Figure 24 : Structures endomycorhiziennes observées dans les racines de *Phaseolus vulgaris* (b), h : hyphe ; v : vésicule ; a : arbuscule. Grossissements : $\times 40$ et $\times 100$.

4.1.1. Fréquence de la mycorhization (F%)

La fréquence de mycorhization varie en fonction de l'espèce végétale hôte et du type de traitement appliqué. Chez *Phaseolus vulgaris*, les fréquences de mycorhization s'établissent respectivement à 77,77 % pour le traitement mycorhizé seul et à 76,66 % pour le traitement mixte.

4.1.2. Intensité de la colonisation du cortex racinaire (M%)

L'intensité de colonisation du cortex racinaire (M%) présente des variations notables selon l'espèce végétale hôte et la modalité de traitement appliquée. Chez *Phaseolus vulgaris*, l'intensité de mycorhization est de 61,11 % sous traitement mycorhizien et de 53,96 % en condition de traitement mixte.

4.1.3. Abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%)

L'abondance des arbuscules au sein du système racinaire (A%) constitue un indicateur clé de l'activité fonctionnelle de la symbiose mycorhizienne, ces structures représentant le site privilégié des échanges trophiques entre le champignon et la plante hôte. Chez *Phaseolus vulgaris*, l'abondance des arbuscules est de 28,33% en condition mycorhizée et de 27,22% en condition mixte.

4.1.4. La richesse arbusculaire des parties mycorhizées (a%)

Chez *Phaseolus vulgaris*, la richesse arbusculaire des parties mycorhizées (a%) a atteint 36,44 % avec le traitement mycorhizien, tandis qu'elle s'est établie à 31,51 % dans le cas du traitement mixte (mycorhizes + algues).

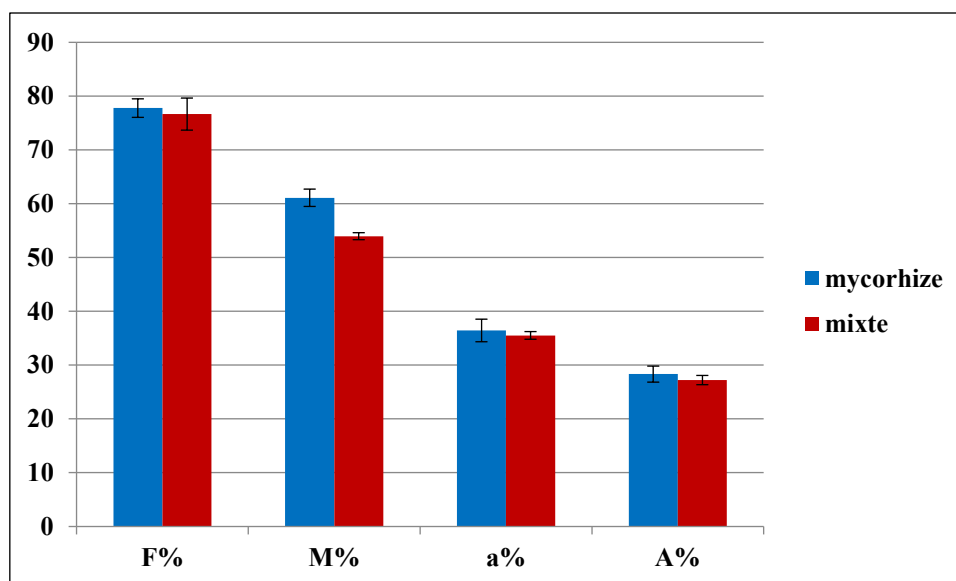


Figure 25 : Pourcentage d'infection racinaire de *Phaseolus vulgaris*. F% : Fréquence de mycorrhization. M% : Intensité de colonisation dans le système racinaires. A% : La richesse arbusculaire des fragments mycorhizés ; a% : La richesse arbusculaire des parties mycorhizées.

5. Effet des stress abiotiques

5.1. Effet du stress hydrique

Le stress hydrique a affecté négativement la croissance de *Phaseolus vulgaris*. Une diminution de plusieurs paramètres morphologiques a été observée chez les plantes soumises au déficit hydrique, notamment la biomasse sèche ainsi que le développement racinaire. Cette réduction de croissance traduit l'impact du manque d'eau sur les processus physiologiques essentiels tels que l'absorption des nutriments, l'élongation cellulaire et l'activité photosynthétique (Figure 26).

Les différences observées entre les traitements indiquent toutefois une variabilité de réponse selon le type de biostimulant appliqué. Le traitement combiné à base de mycorhizes et de poudre d'algues a montré la meilleure amélioration de la tolérance au stress hydrique par rapport aux autres traitements étudiés, avec une longueur racinaire et une hauteur de la partie aérienne atteignant respectivement 20,5 cm et 27,5 cm, ce qui suggère l'existence d'un effet synergique entre ces deux biostimulants (Figure 37). Les algues pourraient contribuer à cette amélioration par leur richesse en composés bioactifs, notamment les phytohormones, les polysaccharides et les antioxydants favorisant l'adaptation des plantes au déficit hydrique.

L'inoculation par les champignons mycorhiziens arbusculaires a également amélioré la tolérance des plantes au stress hydrique. Les plantes inoculées ont présenté les meilleures performances de croissance et de production de biomasse sèche après le traitement combiné comparativement aux autres traitements étudiés. Cette amélioration pourrait être liée au rôle des mycorhizes dans l'augmentation de l'absorption de l'eau et des éléments minéraux grâce à l'extension du réseau mycélien dans le sol (Figure 26).

À l'inverse, les plantes traitées avec les engrais chimiques ont montré une capacité limitée à atténuer les effets du stress hydrique, tandis que les témoins ont enregistré les valeurs de croissance les plus faibles (Figure 27).



Figure 26 : Effet du stress hydrique sur la croissance et l'aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : *Phaseolus vulgaris* ; b : témoin de *Phaseolus vulgaris*.

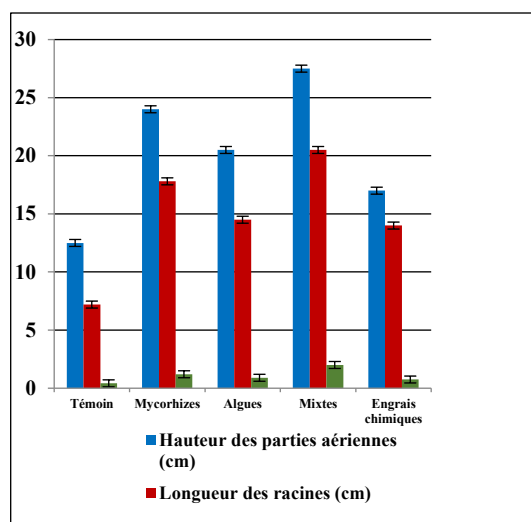


Figure 27 : Effet du stress hydrique sur la croissance (hauteur des parties aériennes, longueur des racines et poids sec).

5.2. Effet du stress salin

L'augmentation progressive de la concentration en NaCl (50, 100 et 150 mM) a entraîné une réduction graduelle des paramètres de croissance chez *Phaseolus vulgaris*. Cette diminution concerne principalement la biomasse végétale et le développement racinaire, traduisant l'effet négatif de la salinité sur le métabolisme végétal (Figures 31,32 et 33).

À 50 mM, les effets du stress salin demeurent relativement modérés, avec une légère baisse de croissance (hauteur des parties aériennes, longueur des racines et poids sec) par rapport au témoin (Figures 31,34 et 35).

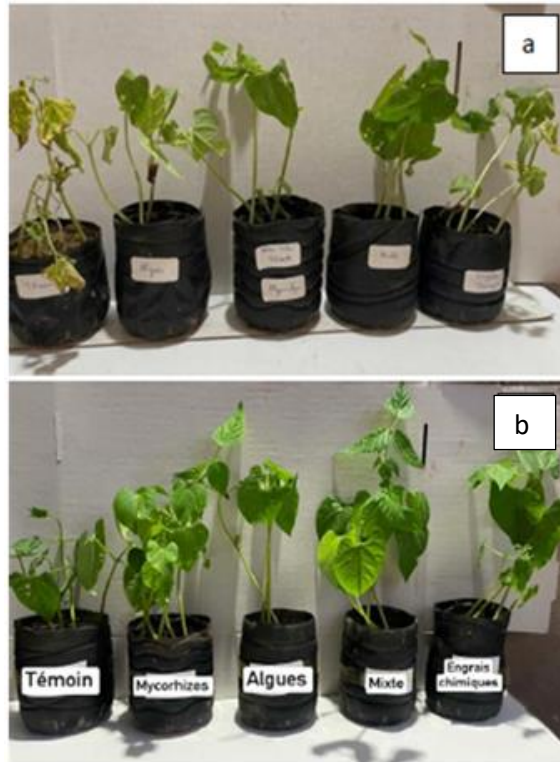


Figure 28 : Effet du stress salin (50 mM) sur la croissance et l'aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : *Phaseolus vulgaris* ; b témoin de *Phaseolus vulgaris* .

En revanche, à 100 mM, une réduction plus marquée des paramètres de croissance, notamment de la hauteur des parties aériennes, de la longueur des racines et du poids sec, est observée, indiquant une perturbation importante de l'équilibre hydrique et nutritionnel des plantes.

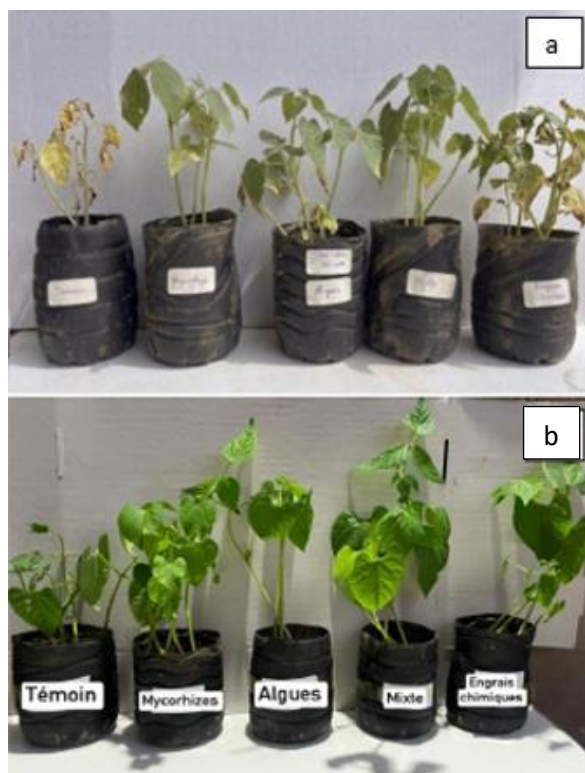


Figure 29 : Effet du stress salin (100 mM) sur la croissance et l’aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : *Phaseolus vulgaris* ; b : témoin de *Phaseolus vulgaris* .

La concentration de 150 mM apparaît comme la plus contraignante, provoquant une forte inhibition de la croissance accompagnée de symptômes visibles de stress, notamment la chlorose et le flétrissement des feuilles. Ces effets peuvent être attribués à la toxicité ionique du sodium et du chlore ainsi qu’à la diminution de l’absorption de l’eau induite par le stress osmotique.

Par ailleurs, les traitements biologiques, en particulier l’association mycorhizes et mixte ont permis d’atténuer partiellement les effets négatifs de la salinité, en maintenant des niveaux de croissance supérieurs (à ceux observés chez les témoins et les plantes fertilisées chimiquement (NPK).

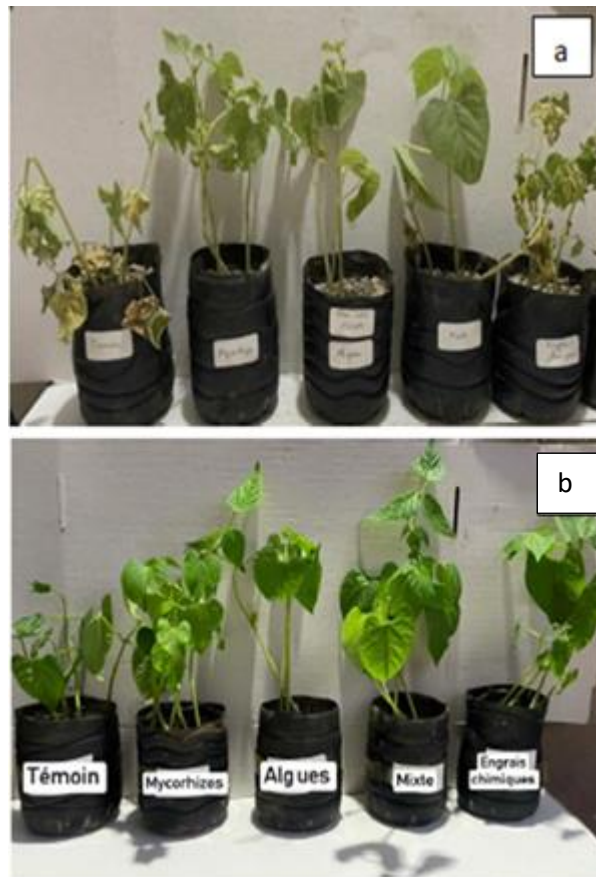


Figure 30 : Effet du stress salin (150 mM) sur la croissance et l'aspect morphologique des plantes après 20 jours de traitement. a : *Phaseolus vulgaris* ; b : témoin de *Phaseolus vulgaris* .

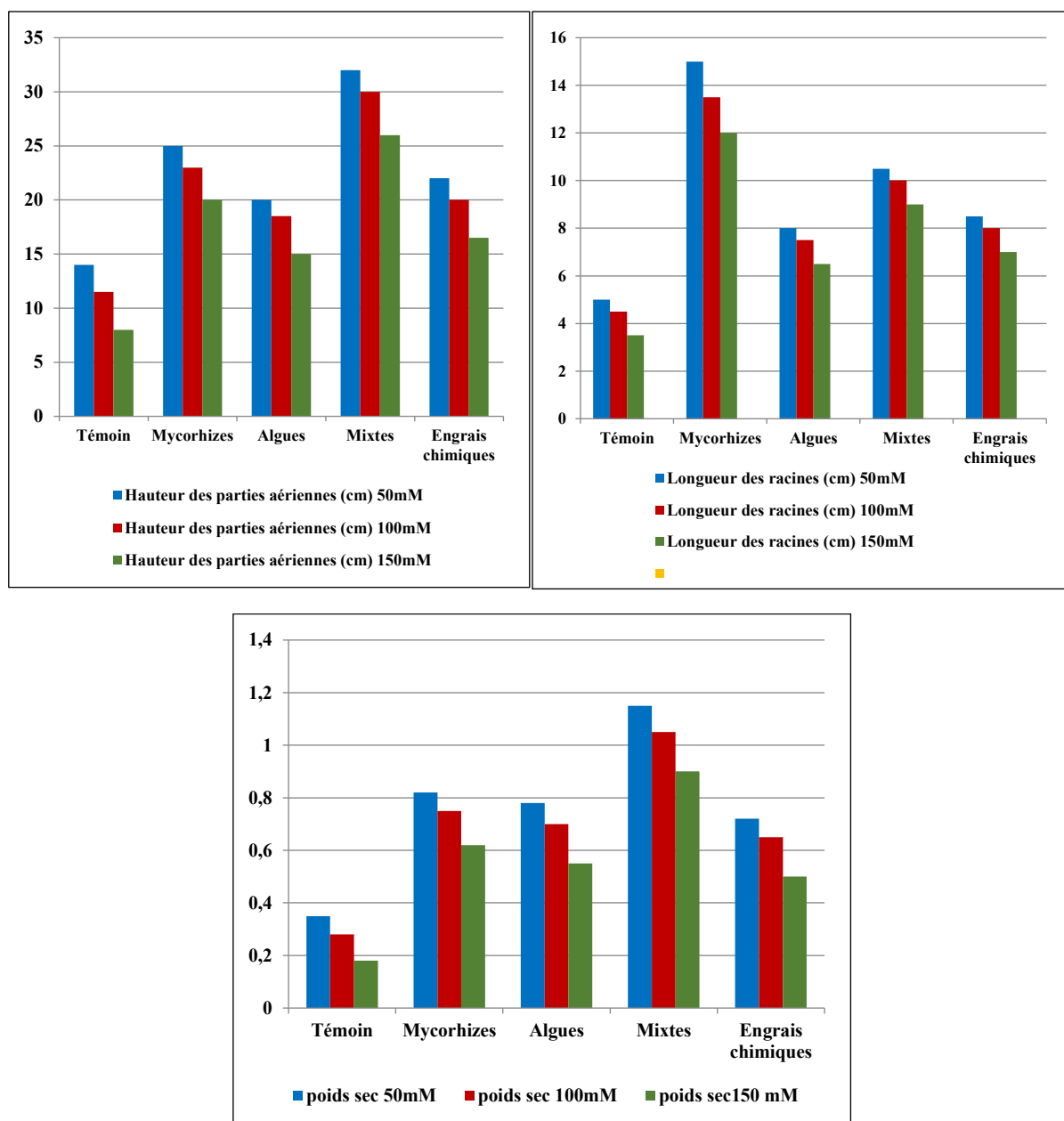


Figure 31 : Effet du stress salin avec différentes concentrations sur la croissance a) hauteur des parties aériennes, b) longueur des racines et c) poids sec de *Phaseolus vulgaris*.

Discussion

L'examen microscopique des racines de *Zea mays* L. a révélé une colonisation endomycorhizienne importante, caractérisée par la présence de structures intra-racinaires typiques des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), notamment des hyphes, des vésicules et des arbuscules. La fréquence de mycorhization observée (95 %) traduit la forte réceptivité du maïs à cette symbiose et confirme l'efficacité de ce système racinaire comme source d'inoculum pour les expérimentations ultérieures.

Cette forte colonisation pourrait être liée à la nature des exsudats racinaires produits par les poacées, capables de stimuler la germination des spores et l'installation des CMA dans la rhizosphère. Les travaux de Zhang *et al.* (2024) indiquent que les exsudats racinaires du maïs jouent un rôle important dans l'attraction et la régulation des communautés mycorhiziennes. Par ailleurs, l'abondance des structures observées dans notre étude rejoint les observations rapportées par Chaudhary *et al.* (2022), qui soulignent que les caractéristiques de colonisation mycorhizienne varient selon l'espèce hôte et les conditions du milieu. De plus, la présence d'arbuscules bien développés suggère l'établissement d'une symbiose fonctionnelle favorisant les échanges nutritifs entre la plante et le champignon, comme l'ont décrit Lanfranco *et al.* (2018).

L'évaluation du pouvoir germinatif a montré une levée rapide et homogène des graines de haricot, sans anomalies morphologiques visibles, avec un taux de germination de 100 %.

Ce résultat témoigne de la bonne viabilité physiologique des semences ainsi que de conditions expérimentales favorables à la germination, notamment en termes d'humidité et de température. Selon El Boukhari *et al.* (2020), une germination homogène constitue une étape importante pour assurer une croissance régulière des plantules et une bonne réceptivité aux traitements biologiques appliqués ultérieurement. De plus, Boutasknit *et al.* (2021) soulignent que l'utilisation de semences vigoureuses et viables permet de réduire les variations expérimentales et d'évaluer plus précisément l'effet des biostimulants et des inoculations mycorhiziennes sur la croissance végétale.

Au terme de 60 jours de culture en conditions non stressées, l'ensemble des traitements biologiques testés a favorisé le développement de haricot par rapport aux plants témoins non traités.

L'action bénéfique de la poudre d'algues s'expliquerait par sa composition en phytohormones, acides aminés et polysaccharides, qui activent conjointement le métabolisme cellulaire et l'absorption des éléments nutritifs (El Boukhari *et al.*, 2020). Plusieurs travaux sur les légumineuses corroborent ces effets : Gireesh et Joseph (2011) ont constaté qu'une application à 20% d'extrait d'*Ulva lactuca* augmentait le poids sec et la taille de *Vigna unguiculata* d'environ 9% ; Pandya et Mehta (2021) ont enregistré, chez *Vigna radiata*, une amélioration de la longueur des tiges, des racines et des plantules ainsi que du poids sec après traitement par ce même extrait ; Yahmi *et al.* (2021) ont quant à eux démontré que l'application foliaire d'un fertilisant liquide d'*Ulva lactuca* à 1% maximisait chez *Vicia faba* la croissance racinaire et aérienne, le nombre de feuilles et les teneurs en chlorophylles, y compris sous stress salin.

L'inoculation mycorhizienne a également stimulé la croissance des parties aériennes et racinaires, en améliorant l'exploration du sol par le réseau d'hyphes et en facilitant l'absorption du phosphore, élément peu mobile dans le sol (Bahadur *et al.*, 2019 ; Chaudhary *et al.*, 2022). Ces résultats s'inscrivent dans la continuité de travaux récents sur légumineuses, Pooja *et al.* (2024) ont rapporté une amélioration significative de la longueur des racines et des tiges, ainsi que du poids sec, chez trois variétés de pois chiche exposées à des niveaux de salinité croissants (2 à 4 dSm⁻¹) ; Kundu *et al.* (2025), dans un essai au champ sur pois chiche soumis à 300 mM NaCl, ont observé grâce à *Glomus mosseae* une amélioration des paramètres de croissance.

Le traitement combiné CMA + extrait d'algue a fourni les meilleures performances globales, traduisant une synergie entre les deux biostimulants par stimulation simultanée du métabolisme végétal et de l'activité symbiotique, tel que l'ont également documenté Delaeter *et al.* (2024). Les résultats obtenus avec les traitements biologiques se sont par ailleurs révélés supérieurs à ceux de la fertilisation chimique, confirmant l'intérêt agronomique de ces approches pour une amélioration durable de la croissance végétale (Boutasknit *et al.*, 2021).

L'analyse microscopique effectuée après 60 jours de culture a confirmé l'établissement des champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) dans les racines de haricot.

En revanche, aucune structure mycorhizienne n'a été détectée chez les plantes témoins non inoculées, ce qui suggère l'absence de contamination croisée au cours de l'expérimentation.

Toutefois, le traitement combinant les CMA et l'extrait d'algue *Ulva lactuca* a entraîné une légère diminution des paramètres de mycorhization (F %, M % et A %) par rapport au traitement inoculé uniquement avec les CMA. Des résultats similaires ont été rapportés par Delaeter *et al.* (2024).

Cette réduction modérée pourrait être attribuée à l'amélioration du statut nutritionnel des plantes induite par les composés bioactifs présents dans l'extrait d'algue. Selon Lanfranco *et al.* (2018), lorsque les besoins nutritionnels de la plante sont partiellement satisfaits, l'intensité des échanges symbiotiques avec le champignon peut diminuer. Par ailleurs, Chaudhary *et al.* (2022) soulignent que les structures mycorhiziennes présentent une forte plasticité en réponse aux conditions environnementales et à la disponibilité des ressources nutritives. De plus, Zhang *et al.* (2024) ont montré que les modifications de la composition des exsudats racinaires peuvent influencer l'installation et le développement des CMA dans les racines. Ces mécanismes pourraient expliquer la légère diminution observée dans notre étude, sans pour autant compromettre les effets bénéfiques globaux de la symbiose sur la croissance des plantes.

Les légumineuses, notamment le pois et le haricot, figurent parmi les plantes mycorhizotrophes les plus couramment utilisées pour la multiplication, l'évaluation et l'étude des champignons mycorhiziens, en raison de leur forte affinité pour ces symbiotes et de leur capacité élevée à établir des associations mycorhiziennes efficaces (Singh *et al.*, 2025).

L'application d'un déficit hydrique sévère a entraîné une réduction des paramètres de croissance et de l'accumulation de matière sèche chez l'ensemble des traitements étudiés. Cette diminution reflète les effets du stress osmotique sur les processus physiologiques essentiels de la plante, notamment l'absorption des nutriments, l'élongation cellulaire et l'activité photosynthétique. Toutefois, les plantes ayant bénéficié des traitements biologiques ont conservé de meilleures performances de croissance que les témoins soumis au stress hydrique. L'utilisation d'un substrat stérile dans notre expérimentation a limité l'influence de la microflore indigène, suggérant que les réponses observées sont principalement attribuables aux agents biologiques introduits, conformément aux résultats rapportés par Boutasknit *et al.* (2021) et Ouhammadou *et al.* (2024).

Parmi les traitements appliqués, la combinaison des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) et de la poudre d'algues a montré l'effet le plus favorable sous déficit

hydrique. Cette réponse pourrait s'expliquer par une amélioration du statut hydrique des plantes, une meilleure acquisition des nutriments et une protection accrue contre les dommages oxydatifs (Das et Sarkar, 2024). Les CMA contribuent également au maintien de l'absorption de l'eau et à l'accumulation de composés osmoprotecteurs, tels que la proline et les sucres solubles, favorisant ainsi l'ajustement osmotique et le maintien de la turgescence cellulaire (Tang *et al.*, 2022 ; Wang *et al.*, 2024 ; Guo *et al.*, 2024 ; Wu *et al.*, 2024).

Les résultats obtenus sont cohérents avec plusieurs travaux antérieurs soulignant l'intérêt des biostimulants dans l'atténuation des effets du déficit hydrique. Ainsi, El Boukhari *et al.* (2023) ont montré que l'application d'extraits d'*Ulva lactuca* améliorait significativement la biomasse de la féverole cultivée sous conditions arides et semi-arides. De même, Mansori *et al.* (2015) ont rapporté une amélioration de la croissance végétative et du poids sec du haricot après application d'extraits d'algues marines, aussi bien en conditions normales qu'en situation de stress hydrique. Concernant les CMA, Jongen *et al.* (2022) ont observé, chez plusieurs espèces de légumineuses fourragères, une augmentation significative de la biomasse et de l'absorption du phosphore malgré l'effet négatif du déficit hydrique sur la croissance.

Ces observations sont renforcées par les travaux de Mashhour et Haghaninia (2025), réalisés sur le quinoa entre 2022 et 2024, qui ont montré que l'association entre CMA et extraits d'algues était plus efficace que les applications individuelles pour atténuer les effets du stress hydrique. Les auteurs ont mis en évidence une amélioration de l'état nutritionnel et physiologique des plantes, ainsi qu'une meilleure absorption des éléments minéraux. Dans le même sens, Najafi Vafa *et al.* (2021) ont rapporté que l'application combinée de mycorhizes, d'extraits d'algues et de biofertilisants compensait efficacement les effets de la sécheresse et conduisait à une augmentation significative du rendement en grains par rapport aux traitements non supplémentés. L'ensemble de ces résultats soutient l'hypothèse d'un effet synergique entre les CMA et les biostimulants à base d'algues, contribuant à améliorer la tolérance des plantes au déficit hydrique et à préserver leur croissance et leur productivité.

Les légumineuses à graines, sources essentielles de protéines alimentaires, figurent parmi les cultures les plus vulnérables au stress salin. Une exposition à 150 mM de NaCl suffit à provoquer d'importantes perturbations physiologiques : toxicités ioniques, déséquilibres hormonaux et nutritionnels, altérations de la conductance stomatique, réduction du potentiel hydrique foliaire et inhibition de la photosynthèse (Mi *et al.*, 2024). Chez la fève,

des niveaux élevés de NaCl se traduisent par une diminution de la hauteur des plantes, de la surface foliaire et du nombre de feuilles ; chez le soja, la croissance globale est inhibée dès sept jours de traitement ; chez le pois, la distribution du sodium dans les racines et les bourgeons perturbe le développement des plantules. De manière générale, la teneur en sel affecte presque l'ensemble des paramètres du développement végétal (Mi *et al.*, 2024).

Face à ces effets délétères, l'utilisation de biostimulants, qu'ils soient non microbiens tels que les extraits d'algues ou microbiens tels que les mycorhizes, les PGPR et les bactéries fixatrices d'azote constitue une stratégie prometteuse. Ces agents améliorent la germination, la croissance des plantules, la photosynthèse, la fixation de l'azote, l'absorption minérale et le rendement des légumineuses soumises à la salinité (Singh *et al.*, 2025). À titre d'exemple, un extrait concentré d'algues (CSW) issu d'un mélange de macroalgues a démontré une efficacité biostimulante et une capacité à atténuer le stress salin chez le haricot mungo (*Vigna radiata*) (Ramamoorthy et Munisamy, 2025).

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (AMF) jouent un rôle particulièrement central dans cette tolérance. En plus de réguler le transport du Na⁺ vers les parties aériennes et de contrôler sa concentration interne, ils stimulent la production endogène de régulateurs de croissance et contribuent à l'augmentation de la biomasse végétale chez des espèces aussi diverses que la luzerne, le cotonnier, le riz et le fenugrec (Boorboori et Lackóová, 2025). À l'échelle de la rhizosphère, leur action s'étend à la régulation des flux ioniques et des interactions microbiennes, participant ainsi à la réduction de la toxicité saline (Du *et al.*, 2026).

L'association des CMA avec la poudre d'algues renforce davantage ces effets protecteurs en stimulant le système de défense antioxydant, notamment les enzymes de détoxification cellulaire, contribuant à la préservation de l'appareil photosynthétique sous stress (Abdelaal *et al.*, 2024 ; Kchikich *et al.*, 2024). Néanmoins, à des niveaux de salinité élevés, le développement et la viabilité des structures mycorhiziennes peuvent être partiellement inhibés (Wang *et al.*, 2024), ce qui soulève la question de la stabilité à long terme de cette symbiose sous des conditions de salinisation chronique un aspect qui mérite des investigations complémentaires.

Conclusion

Conclusion

Le présent travail avait pour objectif d'évaluer l'effet de deux biostimulants naturels, les champignons mycorhiziens arbusculaires issus des racines de *Zea mays* L. et l'algue marine *Ulva lactuca*, sur la croissance et le développement de *Phaseolus vulgaris* L., dans une optique d'agriculture durable et de réduction du recours aux fertilisants chimiques conventionnels.

L'analyse microscopique des racines de *Zea mays* L. a révélé une colonisation mycorhizienne abondante, caractérisée par la présence d'hyphes, d'arbuscules et de vésicules, avec une fréquence de mycorhization atteignant 95 %. Ce résultat confirme la qualité et l'efficacité de l'inoculum fongique employé de cette étude.

Les résultats ont mis en évidence un effet bénéfique des biostimulants sur les paramètres de croissance. L'application de mycorhizes et de poudre d'*Ulva lactuca* a permis une amélioration notable de la longueur des parties aériennes et racinaires, ainsi qu'une augmentation du poids frais et du poids sec par rapport au témoin non traité. Le traitement combinant les deux biostimulants a enregistré les meilleures performances, traduisant un effet synergique favorable entre les champignons mycorhiziens arbusculaires et l'algue marine.

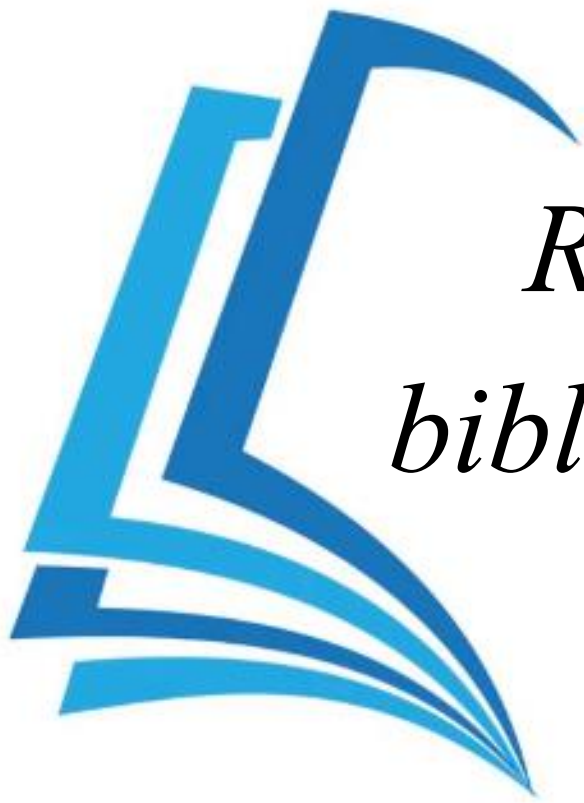
L'analyse du taux de mycorhization chez *Phaseolus vulgaris* a révélé des fréquences de colonisation élevées, accompagnées d'une intensité mycorhizienne et d'une richesse arbusculaire importantes, attestant d'une compatibilité efficace entre les plantes hôtes et les champignons symbiotiques.

Face aux contraintes abiotiques, les plantes traitées par les biostimulants, en particulier celles soumises au traitement combiné, ont démontré une meilleure tolérance au stress hydrique, se traduisant par le maintien d'une croissance et d'une biomasse supérieures à celles des plantes traitées par les fertilisants chimiques et du témoin non traité. De même, la biostimulation a contribué à améliorer la résistance au stress salin, y compris sous de fortes concentrations en NaCl, témoignant d'une capacité d'adaptation accrue aux conditions défavorables. Ces observations soulignent le rôle essentiel des biostimulants naturels dans le renforcement de la résilience des cultures face aux aléas environnementaux.

En définitive, les résultats obtenus confirment l'intérêt des champignons mycorhiziens arbusculaires et d'*Ulva lactuca* pour l'amélioration de la croissance, de la nutrition minérale et de la tolérance aux stress des légumineuses étudiées. Ces biostimulants naturels constituent une alternative durable, écologique et prometteuse aux fertilisants chimiques, contribuant au développement de systèmes agricoles plus respectueux de l'environnement et mieux adaptés aux défis du changement climatique.

À la lumière de ces résultats, plusieurs perspectives de recherche méritent d'être envisagées :

- ❖ Tester l'efficacité de ces biostimulants en conditions agricoles réelles afin d'évaluer leur impact sur la productivité des cultures à grande échelle.
- ❖ Étudier leur effet sur d'autres espèces végétales d'intérêt agronomique afin d'élargir leur domaine d'application.
- ❖ Approfondir les analyses physiologiques, biochimiques et moléculaires des mécanismes de tolérance aux stress abiotiques induits par les champignons mycorhiziens et les algues marines.
- ❖ Procéder à une identification moléculaire des champignons mycorhiziens arbusculaires afin de sélectionner les souches les plus performantes pour une inoculation ciblée et efficace.



*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

Abdallah, M. M., Suo, C., & Cui, Y. (2026). Arbuscular mycorrhizal fungi as integrative modulators of plant tolerance to drought, salinity, and heavy metal stress: Mechanistic insights and future directions. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*, 24(1), 100636. <https://doi.org/10.1016/j.jgeb.2025.100636>

Abdelaal, K., Alaskar, A., & Hafez, Y. (2024). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on physiological, bio-chemical and yield characters of wheat plants (*Triticum aestivum* L.) under drought stress conditions. *BMC Plant Biology*, 24, 1119. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-05824-9>

Areco, María M., Salomone, Vanesa N., & Dos Santos Afonso, María. (2021). *Ulva lactuca*: A bioindicator for anthropogenic contamination and its environmental remediation capacity. *Marine Environmental Research*, 171, 105468 DOI: [10.1016/j.marenvres.2021.105468](https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2021.105468)

Ahmed, N., Li, J., Li, Y., Deng, L., Deng, L., Chachar, M., Chachar, Z., Chachar, S., Hayat, F., Raza, A., Umrani, J. H., Gong, L., & Tu, P. (2025). Symbiotic synergy: How arbuscular mycorrhizal fungi enhance nutrient uptake, stress tolerance, and soil health through molecular mechanisms and hormonal regulation. *IMA Fungus*, 16, e144989. <https://doi.org/10.3897/imafungus.16.144989>

Alves, S. M., Lacanallo, G. F., Gonçalves-Vidigal, M. C., Bisneta, M. V., Rosenberg, A. G. V., & Vidigal Filho, P. S. (2024). Genome-wide association for morphological and agronomic traits in *Phaseolus vulgaris* L. accessions. *Plants*, 13(18), 2638. <https://doi.org/10.3390/plants13182638>

Anderson, J., Smith, R., & Jones, K. (2026). Vesicle formation in arbuscular mycorrhizal fungi: ecological and physiological significance. *Mycorrhiza*, 36, 11. <https://doi.org/10.1007/s00572-026-01111-4>

Angiosperm Phylogeny Group. (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181(1), 1-20. <https://doi.org/10.1111/boj.12385>

- Augé, R. M. (2024). Arbuscular mycorrhizal symbiosis and plant water relations under abiotic stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, 198, 107–118. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2023.108107>
- Asadova, S. (2025). Reproductive biology and cross-pollination dynamics in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) under changing environmental conditions. *International Journal of Plant Biology*, 16(1), 112–124. <https://doi.org/10.3390/ijpb16010010>
- Babalola, B. J., Li, J., Willing, C. E., Zheng, Y., Wang, Y.-L., Gan, H.-Y., Li, X.-C., Wang, C., Adams, C. A., Gao, C., & Guo, L.-D. (2022). Nitrogen fertilisation disrupts the temporal dynamics of arbuscular mycorrhizal fungal hyphae but not spore density and community composition in a wheat field. *New Phytologist*, 234(6), 2057-2072. <https://doi.org/10.1111/nph.18043>
- Bahadur, A., Ahmad, F., Khan, S., Ahmed, N., & Ali, M. (2025). Extraradical hyphal networks enhance water and nutrient uptake in mycorrhizal plants under drought conditions. *Mycorrhiza*, 35, Article 18. <https://doi.org/10.1007/s00572-024-01182-3>
- Banerjee, J., Sharma, S., Upadhyay, S., & Namdeo, P. (2026). Integrative analysis of morphological descriptors and ideotype selection in lentil (*Lens culinaris* Medik.) at Kymore Plateau, Madhya Pradesh, India. *Plant Archives*, 26(Suppl. 1), 410-420. <https://doi.org/10.51470/PLANTARCHIVES.2026.v26.supplement-1.054>
- Baxevanos, D., Kargiotidou, A., Noulas, C., Kouderi, A.-M., Aggelakoudi, M., Petsoulas, C., Tigka, E., Mavromatis, A., Tokatlidis, I., Beslemes, D., & Vlachostergios, D. N. (2024). Lentil cultivar evaluation in diverse organic Mediterranean environments. *Agronomy*, 14(4), 790. <https://doi.org/10.3390/agronomy14040790>
- Begum, N., Qin, C., Ahanger, M. A., Raza, S., Khan, M. I., Ashraf, M., Ahmed, N., & Zhang, L. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation: Implications in abiotic stress tolerance. *Frontiers in Plant Science*, 10, 1068. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01068>
- Beebe, S., Rao, I. M., Devi, M. J., & Polania, J. (2023). Genetic variations in growth habits, shoot architecture, and vegetative cycle duration in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) lines. *Field Crops Research*, 291, Article 108785. <https://doi.org/10.1016/j.fcr.2022.108785>

- Begum, N., Ahanger, M. A., Su, Y., Wang, P., Saba, N. S., Khan, M. A. A. A., and Zhang, L. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant stress tolerance: A review. *Journal of Plant Interactions*, 14(1), 1–10. <https://doi.org/10.1080/17429145.2019.1608846>
- Begum, N., Akhtar, K., Ahanger, M. A., Iqbal, M., Wang, P., Mustafa, N. S., & Zhang, L. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable agriculture. *Sustainability*, 14(19), Article 12250. <https://doi.org/10.3390/su141912250>
- Begum, N., Qin, C., Ahanger, M. A., Raza, S., Khan, M. I., Ashraf, M., & Zhang, L. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation: Implications in abiotic stress tolerance. *Frontiers in Plant Science*, 10, Article 1068. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01068>
- Berruti, A., Lumini, E., Balestrini, R., & Bianciotto, V. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: Let's benefit from past successes. *Frontiers in Microbiology*, 6, 1559. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.01559>
- Berruti, A., Lumini, E., Balestrini, R., & Bianciotto, V. (2020). Arbuscular mycorrhizal fungi and their role in plant nutrition and soil health. *Frontiers in Plant Science*, 11, 1–16. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00956>
- Bhide, S., Shinde, S., & Patil, V. (2022). Botanical classification, genetic hierarchy, and morphological characterization of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.): A comprehensive review. *Journal of Plant Sciences and Agricultural Research*, 6(2), 145–156. <https://doi.org/10.36647/JPSAR/06.02.a012>
- Besserer, A., Puech-Pagès, V., Kiefer, P., Gomez-Roldan, V., Jauneau, A., Roy, S., Portais, J.-C., Roux, C., Bécard, G., & Séjalon-Delmas, N. (2006). Strigolactones stimulate arbuscular mycorrhizal fungi by activating mitochondria. *PLoS Biology*, 4(7), e226. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0040226>
- Bonfante, P., & Genre, A. (2010). Mechanisms underlying beneficial plant-fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*, 1, 48. <https://doi.org/10.1038/ncomms1046>
- Boorboori, M. R., & Lackóová, L. (2025). Arbuscular mycorrhizal fungi and salinity stress mitigation in plants. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1504970. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1504970>

Boutasknit A, Baslam M, Ait-El-Mokhtar M, Anli M, Ben-Laouane R, Ait-Rahou Y, Mitsui T, Douira A, El Modafar C, Wahbi S, Meddich A. 2021. Assemblage of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi and green waste compost enhance drought stress tolerance in carob (*Ceratonia siliqua* L.) trees. *Scientific Reports* 11:22835.

<https://doi.org/10.1038/s41598-021-02018-3>

Boyno, G., Demir, S., Rezaee Danesh, Y., Demirer Durak, E., Çevik, R., Farda, B., Djebaili, R., & Pellegrini, M. (2023). A new technique for the extraction of arbuscular mycorrhizal fungal spores from the rhizosphere. *Journal of Fungi*, 9(8), 845.

<https://doi.org/10.3390/jof9080845>

Brundrett, M. C., & Tedersoo, L. (2018). Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*, 220(4), 1108–1115.

<https://doi.org/10.1111/nph.14976>

Buée, M., Rossignol, M., Jauneau, A., Ranjeva, R., & Bécard, G. (2000). The pre-symbiotic growth of arbuscular mycorrhizal fungi is induced by a branching factor partially purified from plant root exudates. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 13(6), 693–698.

<https://doi.org/10.1094/MPMI.2000.13.6.693>

Broughton, W. J., Hernández, G., Blair, M., Beebe, S., Gepts, P., & Vanderleyden, J. (2023). Beans (*Phaseolus* spp.) – model food legumes. *Plant and Soil*, 252(1), 55–128. <https://doi.org/10.1023/A:1024146710611>

Broughton, W. J., Hernández, G., Blair, M., Beebe, S., Gepts, P., & Vanderleyden, J. (2024). Beans (*Phaseolus* spp.) – model food legumes for agronomy and sustainability. *Plant and Soil*, 472, 55–128. <https://doi.org/10.1023/A:1024146710611>

Campos, P., Borie, F., Cornejo, P., Meier, S., López-Ráez, J. A., López-García, Á., & Seguel, A. (2021). Wheat root trait plasticity, nutrient acquisition and growth responses are dependent on specific arbuscular mycorrhizal fungus and plant genotype interactions. *Journal of Plant Physiology*, 256, 153297. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2020.153297>

Campos, H. A., Torres, M. A., & Silveira, J. A. (2023). Light interception efficiency and source-sink relationships during vegetative and reproductive development in common bean. *Photosynthetica*, 61(2), 188–199. <https://doi.org/10.32615/ps.2023.014>

Calvo, P., Nelson, L., & Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, 383(1-2), 3–41. <https://doi.org/10.1007/s11104-014-2131-8>

Chaudhary, A., Poudyal, S., & Kaundal, A. (2025). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in maintaining sustainable agroecosystems. *Applied Microbiology*, 5(1), 6. <https://doi.org/10.3390/applmicrobiol5010006>

Chaudhary VB, Holland EP, Charman-Anderson S, Guzman A, Bell-Dereske L, Cheeke TE, Corrales A, Duchicela J, Egan C, Gupta MM, Hannula SE, Hestrin R, Hoosein S, Kumar A, Mhretu G, Neuenkamp L, Soti P, Xie Y, Helgason T. 2022. What are mycorrhizal traits? *_Trends in Ecology & Evolution_* 37(7):573–581. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2022.04.00>

Celmeli, T., Sari, H., Adak, A., Sari, D., Eker, T., Toker, C., & Karahan, F. (2023). The nutritional content of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) landraces in comparison with modern cultivars. *Journal of Food Composition and Analysis*, 114, 104750. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2022.104750>

Chen, X., Li, X., & Wang, Y. (2021). Arbuscule formation in mycorrhizal symbiosis: cellular mechanisms and nutrient exchange. *Mycorrhiza*, 31, 579–592. <https://doi.org/10.1007/s00572-021-01045-8>

Choudhary, R., Verma, S. K., Panwar, R. K., Chourasiya, V. K., & Pandey, D. (2017). Morphological characterization of lentil (*Lens culinaris* Medik.) varieties based on six qualitative traits. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 6(5), 1611-1615. <https://www.phytojournal.com/>

Corradi, N., Antunes, P., Maguro, F. (2025). A call for reform: implementing genome-based approaches for species classification in Glomeromycotina. *New Phytologist*, 247, 50-54. <https://doi.org/10.1111/nph.70148>

Couturier, C. (2025). Champignons mycorhiziens: chef d'orchestre des sols. UdeM Nouvelles, Université de Montréal. <https://nouvelles.umontreal.ca/article/2025/04/15/champignons-mycorhiziens-chef-d-orchestre-des-sols>

Crossay, T., Antheaume, C., Baudouin, E., Bonneau, J., Carriconde, F., Medevielle, V., & Amir, H. (2017). Diversity and structure of arbuscular mycorrhizal fungal communities

associated with endemic plant species in ultramafic soils of New Caledonia. *Mycorrhiza*, 27(5), 475–488. <https://doi.org/10.1007/s00572-017-0765-x>

Costa, S. P., Cotas, J., & Pereira, L. (2024). Laminar Ulva Species: A Multi-Tool for Humankind? *Applied Sciences*, 14(8), 3448. <https://doi.org/10.3390/app14083448>

Dominguez, H., & Loret, E. P. (2019). Ulva lactuca, A Source of Troubles and Potential Riches. *Marine Drugs*, 17(6), 357. <https://doi.org/10.3390/md17060357>

Das, S., & Sarkar, S. (2024).

Arbuscular mycorrhizal fungal contribution towards plant resilience to drought conditions. *Frontiers in Fungal Biology*, 5, 1355999. <https://doi.org/10.3389/ffunb.2024.1355999>

Delaeter, M., Magnin-Robert, M., Randoux, B., & Lounès-Hadj Sahraoui, A. (2024). Arbuscular mycorrhizal fungi as biostimulant and biocontrol agents: A review. *Microorganisms*, 12(7), 1281. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12071281>

Díaz-Batalla, L., González-Cruz, M. E., & Garzón-García, A. M. (2024). Nutritional quality and starch-protein matrix variations in common bean seeds under diverse environmental cultivation conditions. *Journal of Food Composition and Analysis*, 128, Article 105990. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2024.105990>

Du Jardin, P., Xu, L., & Geelen, D. (2024). Biostimulants in agriculture: Definitions and concepts. *Frontiers in Plant Science*, 15, Article 1302456. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1302456>

Dreyer, I., Spitz, O., Kanonenberg, K., Montag, K., Handrich, M. R., Ahmad, S., Müller-Röber, B., & Gohlke, H. (2019). Nutrient exchange in arbuscular mycorrhizal symbiosis from a thermodynamic point of view. *New Phytologist*, 222(2), 1043–1053. <https://doi.org/10.1111/nph.15646>

Du, Y. C., Wang, D., Song, Y. Q., Zheng, Q. S., & Wang, L. (2026). Arbuscular mycorrhizal fungi regulate the peanut rhizosphere microbiome to alleviate salinity stress and enhance yield. *Frontiers in Microbiology*, 16, 1739241. <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/mic.2025.1739241/full>

- Dossa, L. H., Mzoughi, N., Cissé, N., & Diouf, A. (2025). Social and economic dynamics of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) production in West African rural communities. *Journal of Rural Studies*, 92, 310–324. <https://doi.org/10.1016/j.jrurstud.2025.01.012>
- El Amrani, B. (2024). Insights into the biotic factors shaping ectomycorrhizal associations. *Biology*, 13(12), 1044. <https://doi.org/10.3390/biology13121044>
- Erskine, W., Muehlbauer, F. J., Sarker, A., & Sharma, B. (2009). *The lentil: Botany, production and uses*. CABI International. <https://hdl.handle.net/20.500.11766/69729> ou <https://www.cabi.org/bookshop/book/9781845934877>
- Evert, R. F., & Eichhorn, S. E. (2024). *Raven Biology of Plants* (9th ed.). W. H. Freeman and Company. <https://www.macmillanlearning.com>
- Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2025). Mycorrhizal symbiosis and plant antioxidant defense system under stress. *Frontiers in Plant Science*, 16, 1021. <https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1021>
- El Boukhari, M. E. M., Barakate, M., Bouhia, Y., & Lyamlouli, K. (2020). Trends in Seaweed Extract Based Biostimulants: Manufacturing Process and Beneficial Effect on Soil-Plant Systems. *Plants*, 9(3), 359. <https://doi.org/10.3390/plants9030359>
- Ezawa, T., Chika, M., Cahyaningtyas, A., & Kitayama, K. (2025). Soil phosphate availability drives shifts between arbuscular mycorrhizal and ectomycorrhizal fungi in the dual mycorrhizal plant *Quercus serrata*. *New Phytologist*, 247(2), 654–667. <https://doi.org/10.1111/nph.19982>
- FAO. (2021). *Lentil crop description and production statistics*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org/faostat/en/>
- FAO. (2024). *The State of Food and Agriculture 2024: Value-driven transformation of agrifood systems*. Food and Agriculture Organization. <https://doi.org/10.4060/cd2313en>
- FAO & CIAT. (2023). *The role of grain legumes in sustainable food systems: A report on cultural, nutritional and economic importance*. Food and Agriculture Organization of the United Nations & International Center for Tropical Agriculture. <https://www.fao.org/3/cc7728en/cc7728en.pdf>

FAOSTAT. (2026). FAOSTAT statistical database: Lentil production and global agricultural statistics. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org/faostat/>

Fall, A. F., Nakabonge, G., Ssekandi, J., Founoune-Mboup, H., Aime, S., & Badji, A. (2022). Roles of arbuscular mycorrhizal fungi on plant growth and performance: A review. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 42, Article 102377. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2022.102377>

Fasusi, O. A., Babalola, O. O., & Adejumo, T. O. (2023). Harnessing plant growth-promoting rhizobacteria and arbuscular mycorrhizal fungi for sustainable agriculture. *CABI Agriculture and Bioscience*, 4, 26. <https://doi.org/10.1186/s43170-023-00170-y>

Fayaz, M., Mushtaq, M., Bashir, S., & Saleem, S. (2025). Legumes as sustainable targets for food security and human nutrition: An overview of nutritional and antinutritional factors. *Journal of Agriculture and Food Research*, 19, Article 101512. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2024.101512>

Feng, L., Zhang, R., & Zhang, C. (2025). The balance between rhizosphere carboxylates and arbuscular mycorrhizal symbiosis in wheat phosphorus acquisition. *BMC Plant Biology*, 25, 1031. <https://doi.org/10.1186/s12870-025-1031-4>

Feng, L., Zhang, R., & Zhang, C. (2025). Rhizosphere signaling in AM fungi under stress conditions. *BMC Plant Biology*, 25, 1035. <https://doi.org/10.1186/s12870-025-1035-0>

Frank, A. B. (1885). Ueber die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft*, 3(4), 128–145. <https://www.biodiversitylibrary.org/page/34827551>

Galiano, V. (2026). Mycorrhizal Fungi: Research Advances, Applications, and Ecological Implications. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.100845>

Garbaye, J. (2013). La symbiose mycorrhizienne : Une association entre les plantes et les champignons. Quæ. <https://doi.org/10.35690/9782759219643>

Gautam, S., Shrestha, R., & Joshi, B. P. (2025). Crop rotation with lentils (*Lens culinaris* Medik.) enhances soil biological diversity and mitigates greenhouse gas emissions in

sustainable agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 378, Article 109312. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2024.109312>

Genre, A., Lanfranco, L., & Perotto, S. (2020). Unique and common traits in mycorrhizal symbioses. *Nature Reviews Microbiology*, 18(11), 649-660. <https://doi.org/10.1038/s41579-020-0402-3>

Genre, A., & Bonfante, P. (2010). Communication signals and cellular accommodations in arbuscular mycorrhiza. *Plant Signaling & Behavior*, 5(4), 412–415. <https://doi.org/10.4161/psb.5.4.10842>

Gepts, P., Debouck, D. G., & Castro, S. (2020). Floral biology, pollination mechanisms, and the evolution of genetic diversity in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Genetic Resources and Crop Evolution*, 67(4), 815–830. <https://doi.org/10.1007/s10722-020-00894-w>

Grondin, A., Li, M., Bhosale, R., Sawers, R., & Schneider, H. M. (2024). Interplay between developmental cues and rhizosphere signals from mycorrhizal fungi shape root anatomy, impacting crop productivity. *Plant and Soil*, 503, 587-594. <https://doi.org/10.1007/s11104-024-06611-z>

Guo, S., Xia, L., Xia, D., Li, M., Xu, W., & Liu, L. (2024). Enhancing plant resilience: arbuscular mycorrhizal fungi's role in alleviating drought stress in vegetation concrete. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1401050. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1401050>

Gutjahr, C., & Parniske, M. (2021). Cell biology of arbuscular mycorrhiza development. *Annual Review of Cell and Developmental Biology*, 37(1), 27–52. <https://doi.org/10.1146/annurev-cellbio-120220-020054>

Gireesh R, CK, H., & Joseph, S. (2011). Effect of *Ulva lactuca* extract on growth and proximate composition of *Vigna unguiculata* L. Walp. *Journal of Research in Biology*, 1(8), 624-630. Retrieved from <https://ojs.jresearchbiology.com/index.php/jrb/article/view/153>

Gianinazzi-Pearson, V. (1996). Plant cell responses to arbuscular mycorrhizal fungi: Getting to the roots of the symbiosis. *The Plant Cell*, 8(10), 1871–1883. <https://doi.org/10.1105/tpc.8.10.1871>

Guiry, M. D., & Guiry, G. M. (2024). *Ulva lactuca* Linnaeus. In AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>

Gonçalves-Vidigal, M. C., Vidigal Filho, P. S., & Reis, L. L. (2024). Morphological characterization of leaflet traits and venation networks in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) and their role in light interception. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 67, Article e24230105. <https://doi.org/10.1590/1678-4324-2024230105>

Gonzalez, F., Vargas, M., & Lopez, J. (2025). Genetic diversity and agronomic performance of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) under diverse environmental conditions. *Agriculture*, 15(3), 385. <https://doi.org/10.3390/agriculture15030385>

Hyde, K. D., Noorabadi, M. T., Thiyagaraja, V., He, M. Q., Johnston, P. R., Wijesinghe, S. N., et al. (2024). The 2024 Outline of Fungi and fungus-like taxa. *Mycosphere*, 15(1), 5146-6239. <https://doi.org/10.5943/MYCOSPHERE/15/1/25>

Iqbal, N., Fatma, M., Gautam, H., Sehar, Z., & Khan, N. A. (2023). Maximizing plant efficiency and productivity: Regulation of morphological and physiological traits under changing environments. *Plant Biology*, 25(2), 211–223. <https://doi.org/10.1111/plb.13494>

Jongen, M., Albadran, B., Beyschlag, W., & Werner, C. (2022). Can arbuscular mycorrhizal fungi mitigate drought stress in annual pasture legumes?. *Plant and Soil*, 472(1), 295–310. <https://link.springer.com/article/10.1007/s11104-021-05233-z>

Jansa, J., & Hodge, A. (2021). Swimming, gliding, or hyphal riding? On microbial migration along the arbuscular mycorrhizal hyphal highway and functional consequences thereof. *The New Phytologist*, 230(1), 14-16. <https://doi.org/10.1111/nph.17244>

Jansa, J., Forczek, T., Rozmos, M., Püschel, D., Bukovská, P., & Hřelová, H. (2019). Arbuscular mycorrhiza and soil organic nitrogen: Network of players and interactions. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 6, 10. <https://doi.org/10.1186/s40538-019-0154-3>

Jin, H., Liu, J., Liu, J., & Huang, X. (2012). Forms of nitrogen uptake, translocation, and transfer via arbuscular mycorrhizal fungi: A review. *Science China Life Sciences*, 55, 474-482. <https://doi.org/10.1007/s11427-012-4330-y>

Khazaei, H., Podder, R., Caron, C. T., Kundu, S. S., Diapari, M., Vandenberg, A., & Bett, K. E. (2024). Common bean (*Phaseolus vulgaris* L.): Nutritional, agronomic and economic importance. *Legume Science*, 6(2), e222. <https://doi.org/10.1002/leg3.222>

Khan, W., Rayirath, U. P., Subramanian, S., Jithesh, M. N., Rayorath, P., Hodges, D. M., Critchley, A. T., Craigie, J. S., Norrie, J., & Prithiviraj, B. (2025). Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *Journal of Plant Growth Regulation*, 28(4), 386–399. <https://doi.org/10.1007/s00344-009-9103-x>

Kchikich, A., Roussi, Z., Krid, A., Nhhala, N., Ennoury, A., Benmrid, B., Kounnoun, A., & El Maadoudi, M. (2024). Effects of mycorrhizal symbiosis and *Ulva lactuca* seaweed extract on growth, carbon/nitrogen metabolism, and antioxidant response in cadmium-stressed sorghum plant. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 30(4), 605–618. <https://doi.org/10.1007/s12298-024-01446-5>

Kumar, J., & Sharma, S. K. (2009). Root system architecture in lentils. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 195(5), 315-323. <https://doi.org/10.1111/j.1439-037X.2009.00386.x>

Kumar, J., Sharma, A. K., Sen Gupta, D., & Dixit, G. P. (2025). Present scenario, challenges, future outlook and emerging market opportunities in lentil. *Journal of Food Legumes*, 38(3), 343–357. <https://doi.org/10.53550/jfl.v38.i3.278>

Kumar, S., Gopinath, K. A., Sheoran, S., Meena, R. S., Srinivasarao, C., Bedwal, S., Kumar, N., Singh, R., & Praharaj, C. S. (2023). Pulse-based cropping systems for soil health restoration, resources conservation, and nutritional and environmental security in rainfed agroecosystems. *Frontiers in Microbiology*, 13, Article 1041124. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.1041124>

Kumar, S., Rajendran, K., & Sharma, B. (2025). Agronomic performance and sustainability of lentil (*Lens culinaris* Medik.) in cereal-based cropping systems. *Agronomy*, 15(2), 412. <https://doi.org/10.3390/agronomy15020412>

- Kundu, V., Sarkar, M. & Kundagrami, S. Mitigation of salinity stress in chickpea (*Cicer arietinum* L.) by arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus mosseae*) in the Sundarbans Delta Region of India. *Discov. Plants* **2**, 161 (2025). <https://doi.org/10.1007/s44372-025-00252-x>
- Lauber, K. (2022). *Phaseolus vulgaris* L. [Photographie]. Dans *Flora Helvetica*. Haupt Verlag. Disponible sur Info Flora: <https://www.infoflora.ch/fr/flore/phaseolus-vulgaris.html>
- Lanfranco, L., Fiorilli, V., & Gutjahr, C. (2018). Partner communication and role of nutrients in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*, **220**(4), 1031–1046. <https://doi.org/10.1111/nph.15230>
- Lewis, G., Schrire, B., Mackinder, B., & Lock, M. (2005). *Legumes of the World*. Royal Botanic Gardens, Kew. <https://www.kew.org/read-and-watch/legumes-of-the-world>
- Li, X., Wang, H., & Chen, L. (2025). Membrane dynamics in arbuscule formation and nutrient exchange in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Frontiers in Plant Science*, **16**, 1142. <https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1142>
- Li, X., Wang, H., & Chen, L. (2025). Physiological mechanisms of stress tolerance in arbuscular mycorrhizal plants. *Frontiers in Plant Science*, **16**, 1135. <https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1135>
- Los, F. G. B., Zielinski, A. A. F., Wojeicchowski, J. P., Nogueira, A., & Demiate, I. M. (2023). Beans (*Phaseolus vulgaris* L.): Whole seeds with complex chemical composition and potential health benefits. *Food Research International*, **162**, 111984. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111984>
- Lu, Y., Yan, Y., Qin, J., Ou, L., Yang, X., Liu, F., & Xu, Y. (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance phosphate uptake and alter rhizosphere microbial communities. *Frontiers in Plant Science*, **14**, 1206870. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1206870>
- Lynch, J. P. (2023). Root architectural phenotypes for water and nutrient acquisition in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Plant and Soil*, **485**(1), 23–41. <https://doi.org/10.1007/s11104-022-05784-3>

- Martin, F. M., & van der Heijden, M. G. A. (2024). The mycorrhizal symbiosis: Research frontiers in genomics, ecology, and agricultural application. *New Phytologist*, 242(4), 1486–1506. <https://doi.org/10.1111/nph.19667>
- Martínez-Ballesta, M. C., Zapata, L., Chalbi, N., & Carvajal, M. (2016). Multiwalled carbon nanotubes enter broccoli cells enhancing growth and water uptake of plants exposed to salinity. *Journal of Nanobiotechnology*, 14(1), 42. <https://doi.org/10.1186/s12951-016-0199-4>
- Mekonnen, H. K., Hassan, S. M., & Ateye, M. D. (2024). Economic and nutritional role of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in smallholder farming systems. *Asian Journal of Advanced Research and Reports*, 18(6), 201–211. <https://doi.org/10.9734/ajarr/2024/v18i6693>
- McClean, P. E., Bett, K. E., Stonehouse, R., Lee, R., Pflieger, S., Mafi Moghaddam, S., Geffroy, V., Miklas, P. N., & Mamidi, S. (2018). White seed color in common bean (*Phaseolus vulgaris*) results from convergent evolution in the P (pigment) gene. *New Phytologist*, 219(3), 1112–1123. <https://doi.org/10.1111/nph.15174>
- Mishra, G. P., Ankita, Aski, M. S., Tontang, M. T., Choudhary, P., Tripathi, K., Kumari, J., Gayacharan, Singh, A. K., Semwal, D. P., Kumar, A., Sarker, A., Singh, N., & Dikshit, H. K. (2022). Morphological, molecular, and biochemical characterization of a unique lentil (*Lens culinaris* Medik.) genotype showing seed-coat color anomalies due to altered anthocyanin pathway. *Plants*, 11(14), Article 1815. <https://doi.org/10.3390/plants11141815>
- Moreno, B., Lidoy, J., Aguirrebengoa, M., & López-Ráez, J. A. (2025). Early inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi shifts metabolic functions of rhizosphere bacteria in field-grown tomato plants. *Plant and Soil*, 517, 1623–1641. <https://doi.org/10.1007/s11104-025-07123-w>
- Moreno, B., Garcia-Rodriguez, S., Cañizares, R., Benitez, E., & Carreira, J. A. (2025). Influence of AM fungi on plant water use efficiency under drought conditions. *Plant and Soil*, 518(1), 1825–1842. <https://doi.org/10.1007/s11104-025-07218-4>
- Mosse, B. (1981). Plant growth response to vesicular-arbuscular mycorrhiza. XII. Field inoculation responses of barley at two soil P levels. *New Phytologist*, 87(2), 367–380. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1981.tb03209.x>

- Mansori, M., Chernane, H., Latique, S. *et al.* Seaweed extract effect on water deficit and antioxidative mechanisms in bean plants (*Phaseolus vulgaris* L.). *J Appl Phycol* **27**, 1689–1698 (2015). <https://doi.org/10.1007/s10811-014-0455-7>
- Mutavski, Z., Jerković, I., Čujić Nikolić, N., Radman, S., Flanjak, I., Aladić, K., Šubarić, D., Vulić, J., & Jokić, S. (2024). Comprehensive phytochemical profiling of *Ulva lactuca* from the Adriatic Sea. *International Journal of Molecular Sciences*, *25*(21), 11711. <https://doi.org/10.3390/ijms252111711>
- Miguel, M. A., Widrig, A., Vieira, R.-F., Brown, K. M., & Lynch, J. P. (2013). Basal root architecture and drought tolerance in common bean (*Phaseolus vulgaris*) [Illustration du système racinaire]. Department of Plant Science, Penn State University. <https://doi.org/10.1007/s11104-013-1627-2>
- Miguel, M. A., Widrig, A., Vieira, R. F., Brown, K. M., & Lynch, J. P. (2024). Basal root whorl number and root system architecture in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Plant and Soil*, *495*, 231–245. <https://doi.org/10.1007/s11104-023-06334-0>
- Mashhouri, S. M., & Haghaninia, M. (2025). Sustainable Enhancement of Drought Tolerance and Oil Traits in Quinoa Using Mycorrhizal and Seaweed Biostimulants. *Plant Stress*, *7*, 100342. <https://doi.org/10.1016/j.stress.2025.100342>
- Mwangi, W., Karanja, D. K., & Mureithi, S. (2024). Traditional knowledge and farming practices associated with common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivation in Eastern Africa. *Journal of Ethnobiology*, *44*(3), 159–174. <https://doi.org/10.1177/02780771241261356>
- Mi, J., Ren, X., Shi, J., Wang, F., Wang, Q., Pang, H., Kang, L., & Wang, C. (2024). An insight into the different responses to salt stress in growth characteristics of two legume species during seedling growth. *Frontiers in plant science*, *14*, 1342219. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1342219>
- Najafi Vafa, Z., Sohrabi, Y., Sayyed, R. Z., Suriani, N. L., & Datta, R. (2021). Effects of the combinations of rhizobacteria, mycorrhizae, and seaweed, and supplementary irrigation on growth and yield in wheat cultivars. *Plants*, *10*(4), Article 811. <https://doi.org/10.3390/plants10040811>

- Nash, J., Looney, B., Cregger, M. A., Schadt, C., & Vilgalys, R. (2025). Dual-mycorrhizal colonization is determined by plant age and host identity in two species of *Populus*. *Mycorrhiza*, 35(3), Article 42. <https://doi.org/10.1007/s00572-025-01215-6>
- Nikolova, I., Georgieva, N., & Todorova, M. (2023). Cytogenetic stability and genome characteristics of diverse *Phaseolus vulgaris* L. genotypes. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 29(3), 482–489. <https://www.agrojournal.org/29/03-11.pdf>
- Oliveira, J., & Corradi, N. (2024). From Chaos Comes Order: Genetics and Genome Biology of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Annual Review of Microbiology*, 78, 147-168. <https://doi.org/10.1146/annurev-micro-041522-105143>
- Ouhaddou, R., Ech-chatir, L., Ikan, C., Soussani, F. E., Errouh, F., Boutasknit, A., Rodriguez, J. C., Er-Raki, S., Duponnois, R., & Meddich, A. (2024). Investigation of the impact of dual inoculations of arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting rhizobacteria on drought tolerance of maize grown in a compost-amended field under Mediterranean conditions. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1432637. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1432637>
- Paez-Garcia, A., Motes, C. M., Scheible, W. R., Chen, R., Blancaflor, E. B., & Monteros, M. J. (2023). Root traits and phenotyping strategies for crop improvement. *Plant Physiology*, 191(2), 1084-1101. <https://doi.org/10.1093/plphys/kiac491>
- Pandya, M., & Mehta, S. (2021). Effect of *Ulva lactuca* L. Seaweed Biostimulant on Seed germination, Growth, and some Biochemical properties of *Vigna radiata* L. *International Journal of Environment, Agriculture and Biotechnology*, 6(5), 042–053. <https://doi.org/10.22161/ijeab.65.7>
- Putra, N. R., Fajriah, S., Qomariyah, L., Dewi, A. S., Rizkiyah, D. N., Irianto, I., Rusmin, D., Melati, M., Trisnawati, N. W., Darwati, I., & Arya, N. N. (2024). Exploring the potential of *Ulva lactuca*: Emerging extraction methods, bioactive compounds, and health applications – A perspective review. *South African Journal of Chemical Engineering*, 47, 233–245 <https://doi.org/10.1016/j.sajce.2023.11.017>
- Petry, N., Boy, E., Wirth, J. P., & Hurrell, R. F. (2024). Leaf traits and their influence on productivity in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Nutrients*, 16(6), 1234. <https://doi.org/10.3390/nu16091234>

Peoples, M. B., Brockwell, J., & Herridge, D. F. (2025). Role of biological nitrogen fixation in sustainable agricultural systems. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*, 42(1-3), 93–108. <https://doi.org/10.1007/BF00750761>

Petry, R., Ribeiro, N. D., & Maziero, S. M. (2024). Morphological traits of the stem as selection criteria in common bean breeding programs for agronomic performance. *Euphytica*, 220(2), Article 34. <https://doi.org/10.1007/s10681-024-03281-x>

Pladias.(2025) .*Lens culinaris* -Czech flora and vegetation database. Wild Nature Forum. <https://pladias.cz/en/taxon/overview/Lens%20culinaris>

Peña, R., & Tibbett, M. (2024). Mycorrhizal symbiosis and the nitrogen nutrition of forest trees. *Applied Microbiology and Biotechnology*. <https://doi.org/10.1007/s00253-024-13110-w>

Peng, L., Yang, Y., Martin, F. M., & Yuan, Z. (2026). Endophytes with mycorrhizal potentials: Biological and ecological implications. *New Phytologist*, 249(5), 2224–2231. <https://doi.org/10.1111/nph.22231>

Pu, L., Zhao, X., & Wang, J. (2025). Signaling molecules in early arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Rhizosphere*, 36, 101219. <https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2025.101219>

Pooja, P., Tallapragada, S., Yadav, M. *et al.* Mycorrhiza in Improving Morpho-Physiological and Biochemical Parameters of Chickpea Genotypes (*Cicer arietinum* L.) Under Salinity Stress. *Journal of Crop Health* 76, 533–547 (2024). <https://doi.org/10.1007/s10343-024-00969-x>

Rouphael, Y., & Colla, G. (2024). Toward a sustainable agriculture through plant biostimulants: From experimental data to practical applications. *Agronomy*, 10(10), Article 1461. <https://doi.org/10.3390/agronomy10101461>

Rezende, G. M., Silva, J. P., Abreu, A. F. B., & Ramalho, M. A. P. (2023). Genotypic and environmental variations in seed physical traits of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Agronomy Science and Biotechnology*, 9, 1–14. <https://doi.org/10.33158/ASB.r128.v9.2023>

Ramamoorthy, G.K., & Munisamy, S. (2025). Evaluation of biostimulant and salt -mediated stress alleviating activities of tropical red and brown seaweeds based biostimulant through green gram seedling cut assay technique. *Journal of Plant Nutrition*, 48(20), 3667-3683

<https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/01904167.2025.2519830>

Riaz, F., Hameed, A., & Asghar, M. J. (2024). Nutritional and antioxidant profiling of lentil (*Lens culinaris* Medik.) genetic resources. *Frontiers in Nutrition*, 11, 1344986. <https://doi.org/10.3389/fnut.2024.1344986>

Roy, K. W., & Abney, T. S. (2012). *Seed Biology and Seedborne Diseases of Legumes*. Springer. <https://link.springer.com/book/10.1007/978-1-4614-0801-7>

Rui, W., Mao, Z., & Li, Z. (2022). The roles of phosphorus and nitrogen nutrient transporters in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(19), 11027. <https://doi.org/10.3390/ijms231911027>

Rodriguez, M. D., Ruiz del Castillo, M. L., Blanch, G. P., & de Pascual-Teresa, S. (2024). Crop rotation with common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) improves soil fertility and reduces pathogen pressure. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 341, 108256. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2023.108256>

Sanders, I. R., Clapp, J. P., & Wiemken, A. (1996). The genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural ecosystems: A key to understanding the ecology and functioning of the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*, 133(1), 123-134. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1996.tb04348.x>

Schneider, H. M., Klein, S. P., Hanlon, M. T., Kaeppler, S., Brown, K. M., & Lynch, J. P. (2024). Genetic control of root system architecture and its role in nutrient acquisition. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1324567. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1324567>

- Sharma, A., Kumar, V., & Thukral, A. K. (2025). Synergistic effects of microbial and algal biostimulants. *Environmental and Experimental Botany*, 215, Article 105412. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2023.105412>
- Sarker, A., Erskine, W., & Singh, M. (2005). Variation in shoot and root characteristics and their association with drought tolerance in lentil landraces. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 52(1), 89-97. <https://doi.org/10.1007/s10722-005-0289-x>
- Simpson, M. G. (2019). *Plant systematics* (3rd ed.). Academic Press. <https://www.sciencedirect.com/book/9780128126288>
- Silva, L. C., Santos, P. R., Ferreira, T. A., & Carvalho, M. G. (2024). Morphological diversity and grain characterization of common bean landraces (*Phaseolus vulgaris* L.). *Brazilian Journal of Biology*, 84, Article e256903. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.256903>
- Silva, D. A., Rocha, F. J., & Martins, K. V. (2023). Foliar morpho-anatomy and biomass production in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) genotypes. *Acta Botanica Croatica*, 82(1), 45–53. <https://doi.org/10.37427/botcro-2023-011>
- Strock, C. F., Burrridge, J. D., & Lynch, J. P. (2023). Root system architecture and soil resource acquisition. *Journal of Experimental Botany*, 74(10), 2965-2978. <https://doi.org/10.1093/jxb/erad018>
- Smýkal, P., Coyne, C. J., Ambrose, M. J., Maxted, N., Schaefer, H., Blair, M. W., Berger, J., Greene, S. L., Nelson, M. N., Besharat, N., Vymyslický, T., Toker, C., Saxena, R. K., Roorkiwal, M., Pandey, M. K., Hu, J., Li, Y. H., Wang, L. X., Guo, Y., Qiu, L. J., Redden, R. J., and Varshney, R. K. (2015). Legume crops phylogeny and genetic diversity for science and breeding. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 34(1-3), 43–104. <https://doi.org/10.1080/07352689.2014.897904>
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2024). *Mycorrhizal symbiosis* (4th ed.). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/C2022-0-01188-7>
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2020). *Mycorrhizal symbiosis* (3e éd.). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-370526-6.X5001-5>
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis* (3. Aufl.). Academic Press. <https://www.sciencedirect.com/book/9780123705266/mycorrhizal-symbiosis>

- Somoza, S. C., Bonfante, P., & Giovannetti, M. (2024). Breaking barriers: Improving time and space resolution of arbuscular mycorrhizal symbiosis with single-cell sequencing approaches. *Biology Direct*, 19, 67. <https://doi.org/10.1186/s13062-024-00467-5>
- Singh, J. S., Gupta, V. K., & Rai, A. N. (2025). Microbial inoculants in sustainable agriculture. *Ecological Indicators*, 160, 111345. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2023.111345>
- Singh, N., Maurya, V., & Gupta, K. (2025). Salt stress and its eco-friendly management using biostimulants in grain legumes: a review. *Discovery Agriculture*, 3(1), Article 13. <https://doi.org/10.1007/s44279-024-00150-y>
- Singh, S. P., Miklas, P. N., & Porch, T. G. (2022). Papilionaceous flower structure, insect-mediated cross-pollination, and genetic structure of common bean populations. *Breeding Science*, 72(2), 123–135. <https://doi.org/10.1270/jsbbs.21078>
- Singh, A., & Sarker, A. (2024). Cultural significance of staple legumes in South Asian diets: A case study of *Phaseolus vulgaris* L. *Journal of Anthropology and Food Cultures*, 8(1), 45–62. <https://doi.org/10.1080/15528014.2023.2294156>
- Shi, L., Mu, K., & Wang, L. (2023). Genotypic variations in seed storage reserves: Profiling proteins, starch, and lipids in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivars. *Food Research International*, 169, Article 112814. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2023.112814>
- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2024). *Plant Physiology and Development* (8th ed.). Oxford University Press. <https://global.oup.com>
- Tang, H., Hassan, M. U., Feng, L., Nawaz, M., Shah, A. N., Qari, S. H., Liu, Y., & Miao, J. (2022). The critical role of arbuscular mycorrhizal fungi to improve drought tolerance and nitrogen use efficiency in crops. *Frontiers in Plant Science*, 13, 919166. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.919166>
- Tedersoo, L., Bahram, M., & Zobel, M. (2020). How mycorrhizal associations drive plant population and community biology. *Science*, 367(6480). <https://doi.org/10.1126/science.aba1223>

Tedersoo, L., Magurno, F., Alkahtani, S., & Mikryukov, V. (2024). Phylogenetic classification of arbuscular mycorrhizal fungi: New species and higher-ranking taxa in Glomeromycota and Mucoromycota (class Endogonomycetes). *MycoKeys*, 107, 273-325. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.107.125549>

Thakare, J. S., Bhalerao, G. A., Shirale, S. P., & Thombare, S. V. (2024). Performance of French bean (*Phaseolus vulgaris* L.) varieties on growth and yield under different dates of sowing. *International Journal of Research in Agronomy*, 7(12), 363–365. <https://doi.org/10.33545/2618060X.2024.v7.i12e.2210>

Thavarajah, D., Dempsey, M., & Vandenberg, A. (2025). Lentil (*Lens culinaris* Medik.): Nutritional value and role in sustainable agriculture. *Frontiers in Plant Science*, 16, 1452103. <https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1452103>

Teshome, A., Tesfaye, K., & Keneni, G. (2025). Nutritional quality and genetic variability of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) genotypes for food security improvement. *Journal of Agriculture and Food Research*, 19, 101285. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2024.101285>

Tripathi, K., Kumari, J., Gore, P. G., Mishra, D. C., Singh, A. K., Mishra, G. P., Gayacharan, C., Dikshit, N., Singh, K., Semwal, D. P., & Sarker, A. (2022). Agro-morphological characterization of lentil germplasm of Indian National Genebank and development of a core set for efficient utilization in lentil improvement programs. *Frontiers in Plant Science*, 12, Article 751429. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.751429>

Tuna, G. S. (2025). Investigation of the relationship between genome size and some agromorphological characteristics in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Journal of Agricultural Sciences*, 31(4), 904–916. <https://doi.org/10.15832/ankutbd.1545091>

Tziouvalekas, M., Gitsopoulos, T., & Tsivelika, N. (2024). Seed coat pigmentation and phenolic profiles as morphological markers for variety classification and genetic diversity in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Phytochemistry*, 218, Article 113945. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2023.113945>

Umer, M., Anwar, N., Mubeen, M., Li, Y., Ali, A., Alshaharni, M. O., & Liu, P. (2025). Roles of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth and disease management for sustainable

agriculture. *Frontiers in Microbiology*, 16, 1616273.
<https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1616273>

Upasani, R. R., & Barla, S. (2025). Understanding the mycorrhizal network's ecological symphony: A review. *Agricultural Science Digest*, 45(3), 371-379.
<https://doi.org/10.18805/ag.D-6035>

Uzar, Y., & Kurtar, E. S. (2023). Morphologic and agronomic characteristics of some bean (*Phaseolus vulgaris* L.) breeding lines. *Selcuk Journal of Agriculture and Food Sciences*, 37(2), 258–273. <https://doi.org/10.15316/SJAIFS.2023.043>

Van der Heijden, M. G. A., Klironomos, J. N., Ursic, M., Moutoglis, P., Streitwolf-Engel, R., Boller, T., Wiemken, A., & Sanders, I. R. (1998). Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, 396(6706), 69–72.
<https://doi.org/10.1038/23932>

Verbruggen, E., van der Heijden, M. G. A., Rillig, M. C., & Weedon, J. T. (2020). Mycorrhizal fungal establishment. *New Phytologist*, 227(4), 1205–1217. <https://doi.org/10.1111/nph.16596>

Wang, Q., Liu, J., & Zhu, H. (2018). Mécanismes génétiques et moléculaires sous-jacents à la spécificité symbiotique dans les interactions légumineuse-Rhizobium. *Frontiers in Plant Science*, 9, 313. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00313>

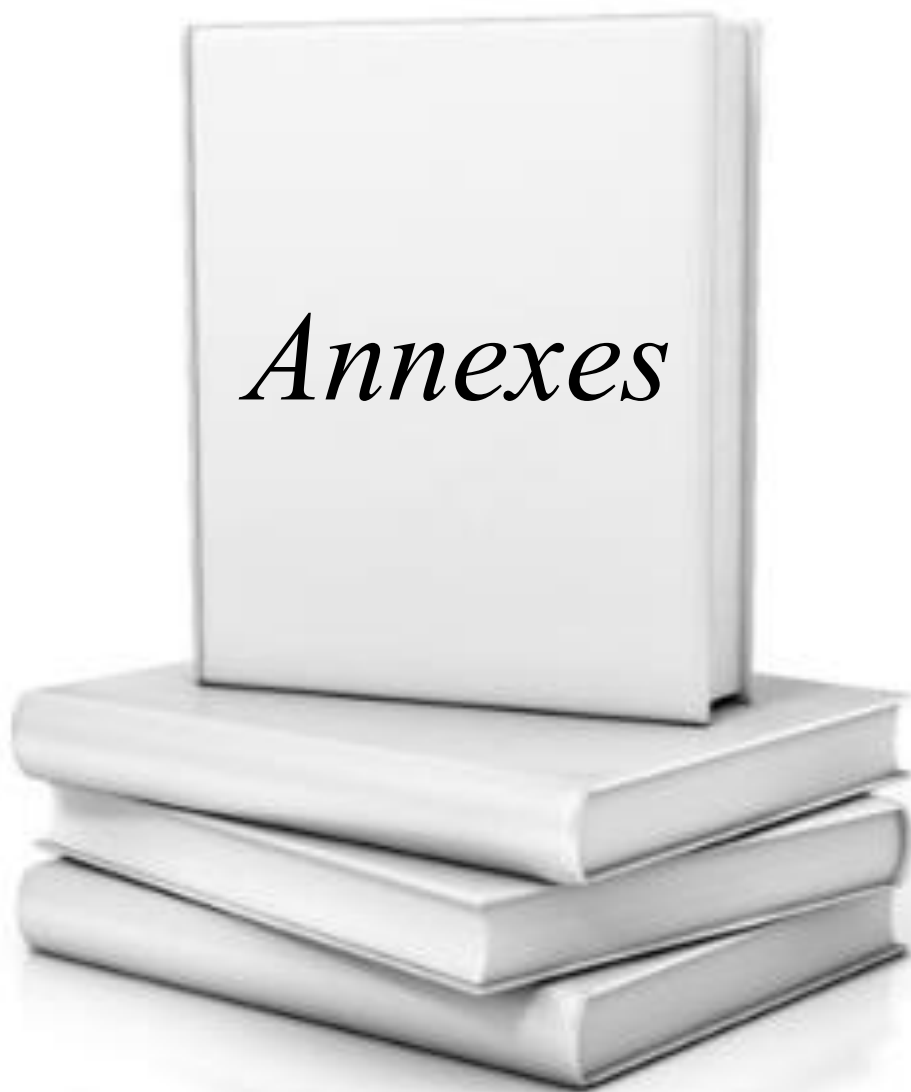
Wang, Y., Huang, L., Yuan, J., Wan, S., Yang, S., Yang, Z., Yang, C., Shi, X., Dai, D., He, X., Pérez-Moreno, J., Wang, Y., & Yu, F. (2026). Enhanced plant nutrient acquisition and stress tolerance by ectomycorrhiza: A review. *Forests*, 17(2), Article 171.
<https://doi.org/10.3390/f17020171>

Wilson, G. W. T., Rice, C. W., Rillig, M. C., Springer, A., & Hartnett, D. C. (2009). Soil aggregation and carbon sequestration are tightly correlated with the abundance of arbuscular mycorrhizal fungi: Results from long-term field experiments. *Ecology Letters*, 12(5), 452-461.
<https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2009.01303.x>

Wang, Q., Liu, M., Wang, Z., Li, J., Liu, K., & Huang, D. (2024). The role of arbuscular mycorrhizal symbiosis in plant abiotic stress. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1323881.
<https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1323881>

- Wu, X.-L., Hao, Y., Lu, W., Liu, C.-Y., & He, J.-D. (2024). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance nitrogen assimilation and drought adaptability in tea plants by promoting amino acid accumulation. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1450999. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1450999>
- Wu, S., Fu, W., Rillig, M. C., Chen, B., Zhu, Y.-G., & Huang, L. (2024). Soil organic matter dynamics mediated by arbuscular mycorrhizal fungi - an updated conceptual framework. *New Phytologist*, 242(4), 1417-1425. <https://doi.org/10.1111/nph.19178>
- Wu, Y., Chen, C., & Wang, G. (2024). Inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi improves plant biomass and phosphorus uptake: a meta-analysis. *BMC Plant Biology*, 24, 960. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-04960-3>
- Yahmi, O., Belouchrani, A. S., Drouiche, N., & Lounici, H. (2021). Effects of seaweed (*Ulva lactuca*) and freshwater (*Spirogyra* sp.) algae extracts on the salt tolerance of the bean (*Vicia faba* L.). *Journal of Food Processing and Preservation*, 45, e15738. <https://doi.org/10.1111/jfpp.15738>
- Yang, M., Song, Y., Ma, H., Li, X., Wang, Q., Zhang, J., & Liu, Y. (2024). AM fungi-mediated enhancement of plant antioxidant systems in response to abiotic stress. *Environmental Microbiome*, 19, Article 88. <https://doi.org/10.1186/s40793-024-00588-7>
- Yang, M., Song, Y., Ma, H., Li, X., Wang, Q., & Liu, Y. (2024). Unveiling the hidden world: How arbuscular mycorrhizal fungi modify the composition and metabolism of soybean rhizosphere microbiome. *Environmental Microbiome*, 19, Article 78. <https://doi.org/10.1186/s40793-024-00578-9>
- Ye, Q., Wang, H., & Li, H. (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance drought stress tolerance by regulating osmotic balance, the antioxidant system, and the expression of drought-responsive genes in *Vitis vinifera* L. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 2023, 7208341. <https://doi.org/10.1155/2023/7208341>
- York, L. M., Nord, E. A., & Lynch, J. P. (2023). Integration of root phenes for soil resource acquisition in crops. *Plant Physiology*, 192(1), 25-40. <https://doi.org/10.1093/plphys/kiac554>

- Zhao, D. X., Bai, Z., & Yuan, Y. W. (2025). Ectomycorrhizal fungal community varies across broadleaf species and developmental stages. *Scientific Reports*, 15, 6955. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-86955-5>
- Zhao, Y., Cartabia, A., Lalaymia, I., & Declerck, S. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi and production of secondary metabolites in medicinal plants. *Mycorrhiza*, 32, 221-256. <https://doi.org/10.1007/s00572-022-01079-0>
- Zhao, Y., Xiao, Y., Chen, W., Wang, B., & Qian, Z. (2025). Land-use change impacts on glomalin-related soil protein and soil organic carbon in Huangshan Mountain region. *Forests*, 16(9), 1362. <https://doi.org/10.3390/f16091362>
- Zhang, Y., Wang, X., & Liu, J. (2023). Structure and protective functions of the seed coat (testa) during water imbibition and early germination stages. *Journal of Plant Physiology and Biochemistry*, 196, 45–54. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2023.01.022>
- Zhang, H., Chen, X., & Wang, Y. (2024). Sustainable soil management strategies. *Science of the Total Environment*, 902, 166123. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.166123>
- Zhang S, Wang Y, Chen Y, Liu H, Zhang J. (2024). Root exudation under maize/soybean intercropping system mediates the arbuscular mycorrhizal fungi diversity and improves the plant growth. *Frontiers in Plant Science* 15:1375194. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1375194>
- Zhang, H., Cheng, H., Twagirayezu, G., Zhang, F., Shi, Y., Luo, C., Yan, F., Wang, Z., & Xing, D. (2026). Arbuscular mycorrhizal fungi adjusts root architecture to promote leaf nitrogen accumulation and reduce leaf carbon–nitrogen ratio of mulberry seedlings. *Forests*, 17(1), Article 2448. <https://doi.org/10.3390/f17012448>



Annexe n°01 : Protocole de préparation des solutions de stress salin (NaCl)

$$m=C \times M \times V$$

m : Masse de NaCl à peser (g).

C : Concentration souhaitée (mol /L).

M : Masse molaire du NaCl = 58,44 g/mol

V : Volume finale de la solution = 1L

Traitement salin	Concentration souhaitée (mM)	Concentration en mol/L	$m=C \times M \times V$	Masse exacte à peser pour 1L (g)
Concentration 1	50mM	0,05 mol/L	$0,05 \times 58,44 \times 1$	2,92 g
Concentration 2	100mM	0,10 mol/L	$0,10 \times 58,44 \times 1$	5,84 g
Concentration 3	150mM	0,15 mol/L	$0,15 \times 58,44 \times 1$	8,76 g