

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République algérienne démocratique et populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Université –Ain Temouchent- Belhadj Bouchaib

Faculté des Sciences et de Technologie

Département Biologie



Projet de Fin d'Etudes

Pour l'obtention du diplôme de Master en : Microbiologie Appliquée

Domaine : Science de la nature et de la vie

Filière : Sciences Biologies

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème

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

**Présenté Par**

1) Melle MOUISSI SAFIA

2) Melle BEN AICHA KHADIDJA

**Devant le jury composé de**

Pr. Ziane Mohamed	Professeur	UAT.B.B (Aïn Témouchent)	Président
Dr. Bouazza Marouf Khadidja	MCB	UATBB (Aïn Témouchent)	Examinatrice
Dr. Benelhadj Djelloul Saadia	MCA	UATBB (Aïn Témouchent)	Encadrante

**Année Universitaire 2024/2025**



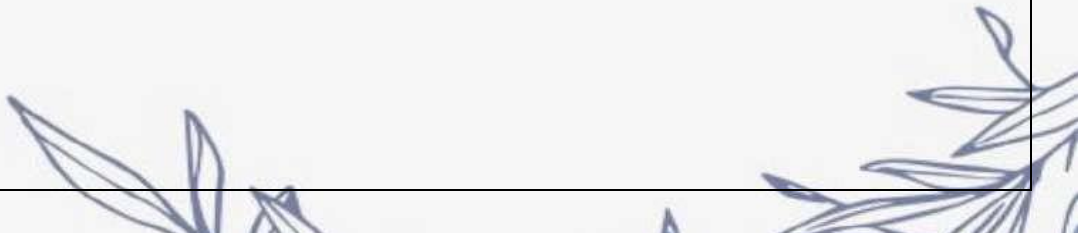
# *Remerciements*

*Avant tout, je rends grâce à Dieu, Le Tout-Puissant, pour m'avoir donné la force, la patience et la volonté d'accomplir ce travail.*

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à **Dr. Benelhadj Djelloul Saadia**, pour son honnêteté, sa rigueur, sa générosité, son savoir, son aide précieuse, ses critiques constructives et aussi pour l'honneur qu'elle m'a fait en acceptant de m'encadrer et de mener ce travail à terme.*

*Mes vifs remerciements vont également aux membres du jury **Pr. Ziane Mohamed** et **Dr. Bouazza Marouf**, pour l'intérêt qu'ils ont porté à cette recherche et pour m'avoir honoré en me consacrant un peu de leur temps précieux et en acceptant d'examiner ce travail et de l'enrichir par leurs propositions.*

*Je tiens également à remercier l'ensemble des enseignants du département de biologie de l'UATBB (Aïn Témouchent) pour la qualité de l'enseignement dispensé tout au long de ma formation.*





# *Dédicaces*

*Je dédie d'abord ce travail à **mon cher papa**, mon pilier et ma source de bonheur, ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation, aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour et le respect que j'ai toujours eu pour toi.*

*À **ma mère**, ma fierté et ma force. Tes prières et ta bénédiction m'ont accompagné à chaque étape, me donnant la force de poursuivre mes études avec courage et détermination.*

*À **mes adorables sœurs**, À **mon petit frère**, Merci pour votre amour, votre soutien et vos sourires qui ont illuminé mes journées les plus sombres.  
Je vous dédie ce travail avec tout mon cœur.*

**MOUISSI Safia**



## *Dédicace*

*Je dédie ce modeste travail : À ma chère mère,  
source d'amour, de tendresse et de prières, qui  
m'a toujours soutenue avec patience et  
dévouement.*

*À mon père, pilier de ma vie, dont les sacrifices,  
les encouragements et la sagesse m'ont permis  
d'avancer avec confiance.*

*À mouissi Safia, pour sa collaboration précieuse,  
son esprit d'équipe, et les moments de partage  
qui ont marqué ce parcours. Merci à vous, de  
tout cœur.*

*Khadidja*

## Table de matière

Remerciement

Dédicace

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES ABREVIATIONS

Introduction.....	1
<b>Chapitre I : Synthèse bibliographique.....</b>	<b>3</b>
<b>I. Symbiose mycorhizienne.....</b>	<b>3</b>
1. Définition des mycorhizes.....	3
2. Différents types des mycorhizes.....	3
2.1. Ectomycorhizes (ECM).....	3
2.2. Mycorhizes à arbuscules (MA).....	4
2.3. Mycorhizes éricoïdes.....	5
2.4. Mycorhizes orchidoïdes.....	6
2.5. Ectoendomycorhizes.....	6
3. Symbiose endomycorhizienne arbusculaire MA.....	6
3.1. Classification.....	6
3.2. Partenaires.....	7
3.2.1. Plantes hôtes.....	7
3.2.2. Champignons.....	7
3.3. Développement de la symbiose (MA).....	8
3.3.1. Stade présymbiotique.....	8
3.3.2. Stade symbiotique.....	9
3.4. Importance des MA.....	10
3.4.1. Nutrition minérale.....	10
3.4.1.1 Nutrition phosphatée.....	10
3.4.1.2 Nutrition azotée.....	11
3.4.1.3 Protection contre les stress environnementaux.....	11
3.4.3. Biostabilisation du sol.....	12
<b>II. Généralités sur les espèces étudiées.....</b>	<b>12</b>
1. <i>Cicer arietinum</i> L.....	12
1.1. Classification de <i>Cicer arietinum</i> L.....	13
1.2. Morphologie de la plante.....	14
1.2.1. Graine.....	14
1.2.2. Racine.....	14
1.2.3. Tige.....	14
1.2.4. Les feuilles.....	15
1.2.5. Fleure.....	15
1.2.6. Gousse.....	15
1.3. Importance de pois chiche.....	16
1.4. Symbiose entre <i>Cicer arietinum</i> L. (le pois chiche) et les champignons mycorhiziens.....	16
2. <i>Lens culinaris</i> Medik.....	17
2.2. Morphologie de la plante.....	18
2.2.1. Graine.....	18

2.2.2.	Racine.....	19
2.2.3.	Les feuilles.....	19
2.2.4	Les fleurs.....	20
2.2.5.	La gousse.....	21
2.3.	Importance de lentille	21
2.4.	Symbiose entre <i>Lens culinaris</i> Medik (la lentille) et les champignons mycorhiziens.....	22

**Chapitre II : Matériel et méthodes.....24**

I.	Cadre de l'étude.....	24
II.	Objectif de l'étude.....	24
III.	Présentation des sites d'échantillonnage.....	24
1.	Situation géographique.....	24
1.1.	Chaabat El Leham (Site de <i>sorghum bicolor</i> ).....	24
1.2.	Port Beni saf (Site de <i>Ulva lactuca</i> ).....	24
2.	Echantillonnage.....	26
2.1.	<i>Sorghum bicolor</i> L.....	26
2.2.	<i>Ulva lactuca</i> .....	26
3.	Sol.....	27
3.1.	Analyse physicochimique du sol.....	27
3.2.	Mesure de pH.....	27
3.3.	Teneur en azote et en phosphore assimilable.....	28
3.4.	Dosage du carbone total et la matière organique.....	28
4.	Analyses microbiologiques du sol.....	28
4.1.	Détermination du Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM) du sol.....	28
4.1.1.	Eclaircissement.....	29
4.1.2.	Coloration.....	29
5.	Évaluation des paramètres de la mycorhization des racines de <i>Sorghum bicolor</i> .....	30
5.1.	Estimation de taux de mycorhization.....	30
5.1.1.	La fréquence de mycorhization (F).....	30
5.1.2.	L'intensité de colonisation du cortex (M).....	31
5.1.3.	La richesse arbusculaire de la partie mycorhizés (a%).....	32
5.1.4.	La richesse arbusculaire du système racinaire (A%).....	32
6.	Inoculation contrôlée des plantes.....	32
6.1.	Stérilisation du sol.....	32
6.2.	Préparation des inocula (les biostimulants).....	32
6.3.	Germination des graines.....	32
6.3.1.	1.1.1. Préparation de l'eau gélosée.....	32
6.3.2.	Désinfection des graines.....	33
6.3.3.	Mise en germination.....	33
6.4.	Détermination du taux de germination.....	33
6.5.	Préparation des pots et inoculation.....	33
7.	Paramètres étudiés.....	34
7.1.	Les paramètres biologiques (Taux de Mycorhization).....	34

7.2.	Les paramètres biométriques.....	34
7.2.1.	Hauteur de la Partie Aérienne et la Longueur des Racines.....	34
7.2.2.	Poids Frais des Racines et des Tiges.....	34
8.	Etude statistique.....	34
<b>Chapitre III : Résultats et discussion.....</b>		<b>35</b>
I.	Résultats.....	35
1.	Analyse physicochimique du sol.....	35
1.1.	L'analyse granulométrique.....	35
1.2.	pH.....	35
1.3.	Matière organique.....	35
1.4.	Carbone.....	35
1.5.	L'azote.....	36
1.6.	Le phosphore assimilable.....	36
2.	Potentiel infectieux mycorrhizogène du sol (PIM).....	36
3.	Mise en évidence de la colonisation racinaire MA de <i>sorghum bicolor L</i> .....	38
3.1.	Estimation de taux de mycorhization.....	38
4.	Germination des graines de <i>Cicer arietinum L</i> et de <i>lens culinaris Medik</i> .....	39
5.	Effet des biostimulants sur les paramètres de croissance de <i>Cicer arietinum L.</i> et <i>Lens culinaris</i> .....	40
5.1.	Effet des biostimulants sur la longueur des tiges et racines de <i>Cicer arietinum</i>	42
5.2.	Effet des biostimulants sur le poids frais et le poids sec de <i>Cicer arietinum</i> ....	43
6.	Mise en évidence de la colonisation racinaire par les mycorhizes arbusculaires (MA) chez <i>Cicer arietinum L.</i> et <i>Lens culinaris</i> .....	44
6.1.	Estimation de taux de mycorhization.....	44
6.1.1.	Fréquence de la mycorhization (F%).....	45
6.1.2.	Intensité de la colonisation du cortex racinaire (M%).....	45
6.1.3.	Abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%).....	45
7.	Analyse en Composantes Principales (ACP) (Relations entre Les différents paramètres physicochimiques et microbiologiques du sol) ....	55
II.	Discussion.....	56
<b>Conclusion.....</b>		<b>59</b>
<b>Références bibliographiques.....</b>		<b>60</b>
<b>Annexe.....</b>		<b>85</b>
<b>Résumé.....</b>		<b>88</b>

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 01</b>	A : Racines ectomycorhiziennes formées entre le bolet ectomycorhizien <i>Xerocomellus pruinatus</i> et le pin ( <b>Martin et van der Heijden, 2024</b> ). B : Coupe transversale du manteau et du réseau de Hartig d'une ectomycorhize formée entre <i>Sistotrema chloroporum</i> et <i>Quercus serrata</i> , ma : manteau ; ep : épiderme ; co : cellule corticale ; ha : réseau de Hartig ( <b>Sugawara et al., 2022</b> ).	<b>4</b>
<b>Figure 02</b>	A : Les arbuscules de <i>Rhizophagus irregularis</i> colonisant les racines de <i>Lotus japonicus</i> ( <b>Pimprikar et al., 2016</b> ). B et C : structure des vésicules (v), des hyphes (h) et des arbuscules (a)	<b>5</b>
<b>Figure 03</b>	Différentes structures de la colonisation mycorhizienne arbusculaire ( <b>Somoza et al., 2024</b> ).	<b>8</b>
<b>Figure 04</b>	Mécanismes d'acquisition des nutriments phosphore et d'azote chez les plantes ( <b>Rui et al., 2022</b> ).	<b>11</b>
<b>Figure 05</b>	A : la gousse de cicer <i>Cicer arietinum</i> L ; b : la fleur de <i>Cicer arietinum</i> L ( <b>Photo originale, 2025</b> ).	<b>16</b>
<b>Figure 06</b>	Les feuilles de <i>Lens Culinaris</i> ( <b>Pladias, 2025</b> ).	<b>20</b>
<b>Figure 07</b>	Les fleurs de <i>Lens Culinaris</i> Medik ( <b>Pladias, 2025</b> ).	<b>20</b>
<b>Figure 08</b>	Localisation de la région d'étude Chaabat El Leham ( <b>Google Maps, 2025</b> ). a : Localisation de la wilaya d'Aïn Témouchent ; b : Localisation de la commune de Chaabat El Leham.	<b>25</b>
<b>Figure 09</b>	Localisation de la ville beni saf ( <b>Google maps 2025</b> )	<b>25</b>
<b>Figure 10</b>	Plants de <i>Sorghum bicolor</i> cultivés dans la région de Chaabat El Leham (Aïn Témouchent),	<b>26</b>
<b>Figure 11</b>	a : Rochers recouverts d'algues vertes dans le port Béni Saf (wilaya d'Aïn Témouchent). b : Présentation du matériel végétal ( <i>Ulva lactuca</i> ) prélevé dans la région de beni saf (wilaya d'Aïn Témouchent).	<b>26</b>

<b>Figure 12</b>	Répartition en classes de la colonisation du cortex racinaire par les CMA et la présence d'arbuscules ( <b>Trouvelotetal et al., 1986</b> )	<b>31</b>
<b>Figure 13</b>	Les plantules de maïs après 15 jours de croissance dans des sols aux différentes dilutions.	<b>37</b>
<b>Figure 14</b>	Les structures endomycorhiziennes dans les racines de la plante piège le maïs après 15 jours de croissance. ( <b>A</b> : Arbuscule ; <b>h</b> : hyphe ; <b>v</b> : vésicule,). Gr×10 et Gr×40.	<b>38</b>
<b>Figure 15</b>	Structures endomycorhiziennes observées dans les racines de <i>Sorghum bicolor</i> L de la région de Chaâbat El Ham (Aïn Témouchent), a : arbuscule ; h : hyphe ; v : vésicule. Grossissements : ×40 et ×100.	<b>39</b>
<b>Figure 16</b>	Germination des graines ; a : <i>Cicer arietinum</i> L. ; b : <i>Lens culinaris</i> Medik	<b>40</b>
<b>Figure 17</b>	Pourcentage de germination des graines de <i>Cicer arietinum</i> L. et de <i>lens culinaris</i> Medik après 5 jours de culture.	<b>40</b>
<b>Figure 18</b>	Aspect des plantes de <i>Cicer arietinum</i> L. après 60 jours de croissance.	<b>41</b>
<b>Figure 19</b>	Aspect des plantes de <i>Lens culinaris</i> après 60 jours de croissance.	<b>42</b>
<b>Figure 20</b>	Effet de différents traitements sur la croissance de <i>Cicer arietinum</i> L.	<b>43</b>
<b>Figure 21</b>	Effet de différents traitements sur le poids frais et sec des plantes <i>Cicer arietinum</i>	<b>44</b>
<b>Figure 22</b>	Pourcentage d'infection racinaire de <i>Cicer arietinum</i> L. <b>F%</b> : Fréquence de mycorhization. <b>M%</b> : Intensité de colonisation dans le système racinaires. <b>A%</b> : La richesse arbusculaire des fragments mycorhizés.	<b>46</b>
<b>Figure 23</b>	Pourcentage d'infection racinaire de <i>Lens culinaris</i> . <b>F%</b> : Fréquence de mycorhization. <b>M%</b> : Intensité de colonisation dans le système racinaires. <b>A%</b> : La richesse arbusculaire des fragments mycorhizés.	<b>46</b>
<b>Figure 24</b>	Analyse en composantes principales entre les paramètres de mycorhizations et biométriques de <i>Cicer arietinum</i> L.	<b>52</b>

## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau 01</b>	Taxonomique du <i>Cicer arietinum</i> L d'après classification de l'Angiosperm Phylogeny Group (2009).	<b>13</b>
<b>Tableau 02</b>	Classification botanique de <i>Lens culinaris</i> d'après classification de l'Angiosperm Phylogeny Group (2009).	<b>18</b>
<b>Tableau 03</b>	Différentes quantités de sol non stérilisé et stérilisé utilisées lors des dilutions	<b>28</b>
<b>Tableau 04</b>	Caractéristiques physico-chimiques du sol <i>Sorghum bicolor</i> L de la région de Chaabat Elham, Ain Témouchent.	<b>36</b>
<b>Tableau 05</b>	Détermination du PIM <sub>50</sub> des sols prélevés sous nom d'espèce végétale <i>sorghum bicolor</i> L.	<b>37</b>

## LISTE DES ABREVIATIONS

**a %** : La richesse arbusculaire des fragments mycorhizes

**A %** : La richesse arbusculaire du système racinaire

**A** : Arbuscule

**Arg** : arginine

**APP** : Appareil de Pré Pénétration

**CMA** : Champignons Mycorhiziens à Arbuscule

**ERM** : Mycéliums Extra-Radicalaires

**F %** : Fréquence de la colonisation mycorhizienne

**H** : Hyphe

**IRM** : Mycéliums Intra-Radicalaires

**KOH** : Hydroxyde de potasse

**LCO** : Lipochitooligosaccharides

**M %** : Intensité de colonisation du cortex

**MA** : Mycorhize Arbusculaire

**MO** : Matière Organique

**Myc**: Mycorhize

**N** : Azote

**P** : Phosphore

**pH** : Potentiel hydrogène

**Pi** : Phosphore insoluble

**Ppm** : Partie par million

**SL** : Strigolactones

**V** : Vésicule



# **Introduction**

## Introduction

Les légumineuses sont un groupe de plantes à fleurs dicotylédones appartenant à la famille des Fabacées, la troisième plus grande famille d'angiospermes, avec environ 20 000 espèces (Schneider et Huyghe, 2015 ; Didinger et Thompson, 2021 ; Popoola *et al.*, 2023). Considérées comme l'une des premières cultures cultivées par l'homme et sont restées un aliment de base pour de nombreuses cultures à travers le monde (Maphosa et Jideani, 2017). En Algérie, les légumineuses alimentaires font partie du paysage agricole depuis des millénaires, au cours de la période 2009–2018, elles ont occupé une superficie totale d'environ 1,31 million d'hectares, avec une production annuelle moyenne estimée à 14,79 millions de tonnes (Benzohra *et al.*, 2020). Parmi les légumineuses, Le pois chiche est considéré comme l'une des légumineuses les plus anciennes cultivées dans le monde (Begum *et al.*, 2023). En Algérie, sa culture occupe une superficie moyenne de 27 000 hectares, avec une production nationale variant entre 17 800 et 35 000 tonnes par an (ITGC, 2018). Il constitue une source de protéines peu coûteuse et riche, et représente un apport important en glucides, fibres, minéraux et vitamines essentielles (Garzón-Tiznado *et al.*, 2012 ; Tiwari *et al.*, 2020 ; Jameel *et al.*, 2021 ; Patil *et al.*, 2024). La lentille (*Lens culinaris* Medik) est une légumineuse importante et un aliment de base dans de nombreux pays d'Asie et d'Afrique (Joshi *et al.*, 2017). Elle est devenue une légumineuse majeure au cours des deux dernières décennies, la production mondiale depuis 2000 ayant augmenté de 93 %, passant de 3,39 à 6,54 millions de tonnes métriques (Dhull *et al.*, 2023). Elle constitue une excellente source de protéines, des fibres alimentaires, des minéraux essentiels comme le fer, le magnésium, le zinc, et le potassium, ainsi que des vitamines (Joehnke *et al.*, 2021).

Des stratégies de gestion innovantes visant à améliorer la production agricole des plantes et à réduire leur dépendance aux engrais chimiques (Soussani *et al.*, 2023). Parmi ces stratégies, l'application de biostimulants végétaux, suscitent un intérêt croissant en tant que stratégie durable alternative, utilisée afin de stimuler la croissance des plantes, d'améliorer leur tolérance au stress et d'optimiser l'utilisation des nutriments disponibles (Yakhin *et al.*, 2017 ; Boscaro *et al.*, 2023 ; Bajpai *et al.*, 2024). Ces biostimulants sont dérivés d'algues, micro-organismes comprennent des champignons et des bactéries, et d'autres sources naturelles (Comite *et al.*, 2021 ; Bajpai *et al.*, 2024).

Parmi ces biostimulants, les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA), qui s'associent à environ 80 à 95 % des espèces végétales terrestres (**Read, 1991 ; Barea et Honrubia, 1993**), apparaissent comme une approche prometteuse dans les stratégies agricoles visant à renforcer la tolérance des cultures aux conditions environnementales difficiles (**Ben-Laouane et al., 2020**). Ils contribuent à la croissance des plantes en facilitant l'acquisition d'eau et de nutriments rares et essentiels (**Miyauchi et al., 2020 ; Ahmed et al., 2025**). De plus, ils sont souvent étudiés comme des outils intéressants pour lutter contre divers problèmes agricoles renforcés par le changement climatique et principalement dus aux stress pédoclimatiques tels que les stress hydriques, thermiques, salins, osmotiques, lumineux, polluants et nutritionnels (**Delaeter et al., 2024**).

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer l'effet de biostimulants naturels sur la croissance de certaines espèces végétales (légumineuses alimentaires). Dans un premier temps, le travail porte sur l'évaluation des caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques des sols cultivés avec *Sorghum bicolor* L. Ensuite, le taux de mycorhization de *Sorghum bicolor* est analysé pour destinés à une inoculation contrôlée. Enfin, l'effet de deux biostimulants naturels : l'algue *Ulva lactuca* et les champignons mycorhiziens sur la croissance de deux légumineuses : le pois chiche (*Cicer arietinum*) et la lentille (*Lens culinaris*).

Notre travail est structuré en trois chapitres. Le premier chapitre est consacré à une étude bibliographique portant sur les mycorhizes, ainsi qu'à une description botanique du *Cicer arietinum* L. et du *Lens culinaris* Medik. Le deuxième chapitre présente le matériel et les méthodes, incluant la description de la zone d'étude et la méthodologie expérimentale utilisée. Enfin, le troisième chapitre est dédié à la présentation des résultats obtenus et à leur discussion.

# *Synthèse bibliographique*



## I. Symbiose mycorhizienne

### 1. Définition des mycorhizes

En 1885, le botaniste Frank introduisit le terme « mycorhize » pour désigner l'association symbiotique spécifique entre les racines des arbres et les champignons ectomycorhiziens (**Frank, 1885**). Et en 1887, il découvrit d'autres types de mycorhizes dépourvus de manteau, a inventé les termes « ectotrophe » pour ceux qui ont un manteau, et « endotrophique » pour ceux qui n'en ont pas (**Trappe, 2005**).

Dans les décennies qui ont suivi, les partenaires et les processus impliqués dans cette symbiose ont conduit à la première description détaillée des interactions plantes-champignons. (**Phillips et Hayman, 1970 ; Ferlian et al., 2018**).

Le terme « mycorhize » issu du grec mykes (champignon) et rhiza (racine) qui résultent de l'association symbiotique entre les champignons et les racines des plantes (**Plencette et al., 2005**). Selon **Trappe (1996)**, définissant les mycorhizes comme des organes doubles d'absorption formés lorsque des champignons symbiotiques colonisent des tissus sains de la plupart des plantes terrestres (**Read et al., 2000**). D'après **Brundrett (2002)**, ces associations mutualistes se forment entre les organes absorbants modifiés des mycorhizes, qui sont principalement constitués de racines de plantes (photobionte) et d'hyphes fongiques (mycobionte).

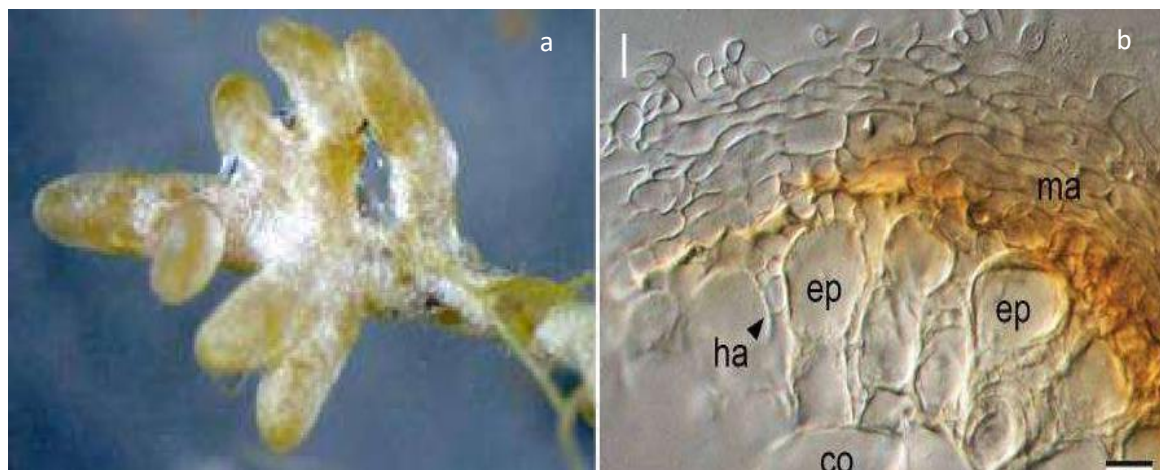
### 2. Différents types des mycorhizes

Les mycorhizes peuvent être divisées en ectomycorhizes et endomycorhizes, largement répandus, taxonomiquement et géographiquement (**Heklau, 2021 ; Chen et al., 2024 ; Owiny et Dusengemungu, 2024**) les mycorhizes éricoïdes, mycorhizes orchidoïdes, mycorhizes arbutoïdes, et mycorhizes monotropoïdes (**Smith et Read, 2008 ; Vohnik, 2012**).

#### 2.1. Ectomycorhizes (ECM)

Les champignons ectomycorhiziens sont des symbiotes importants et omniprésents de la plupart des arbres des régions tempérées et boréales (**Fernandez et al., 2023**). Ils enveloppent les extrémités des racines colonisées d'un dense réseau d'hyphes, appelé manteau (**Pena et al., 2010**), et un réseau mycélien intraradicalaire, appelé réseau de Hartig, qui pénètre les racines de l'hôte (Figure 01). Ces réseaux mycéliens facilitent l'acquisition d'eau et

de nutriments par les plantes et améliorent leur résistance aux facteurs de stress environnementaux (Wang *et al.*, 2025).



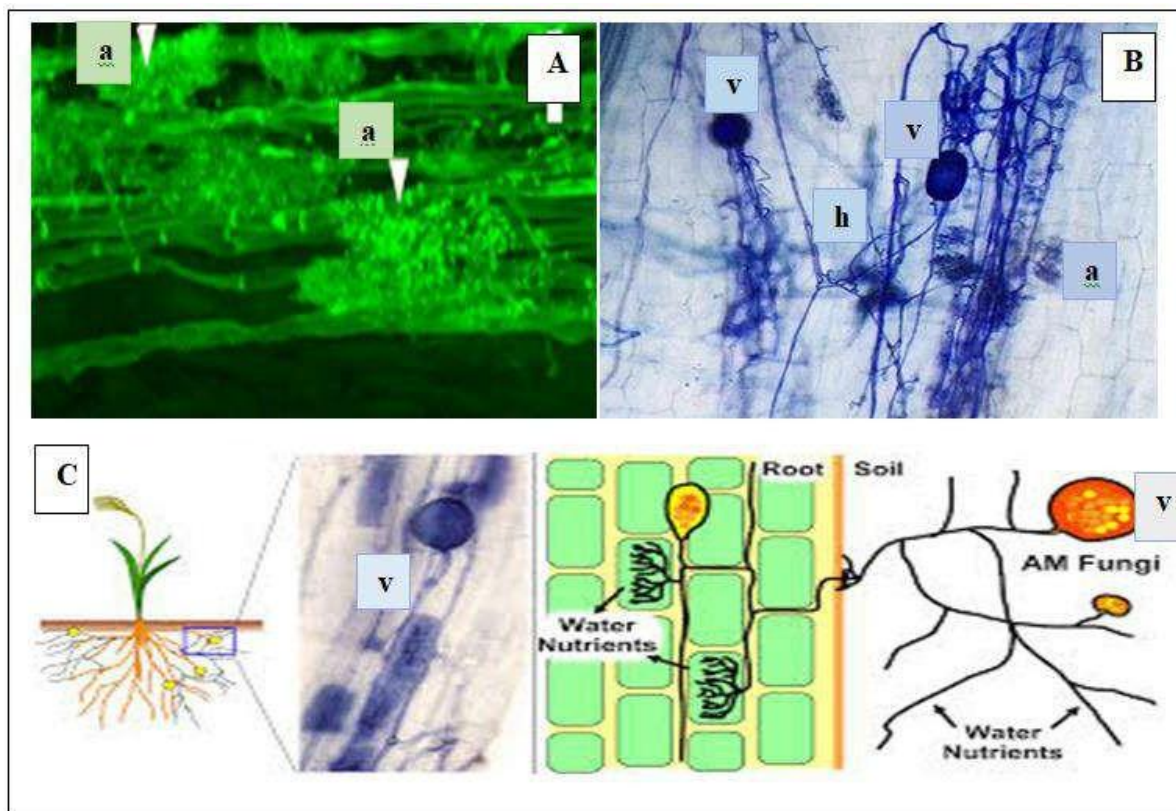
**Figure 01 : a :** Racines ectomycorhiziennes formées entre le bolet ectomycorhizien *Xerocomellus pruinatus* et le pin (Martin et van der Heijden, 2024). **b :** Coupe transversale du manteau et du réseau de Hartig d'une ectomycorhize formée entre *Sistotrema chloroporum* et *Quercus serrata*, ma : manteau ; ep : épiderme ; co : cellule corticale ; ha : réseau de Hartig (Sugawara *et al.*, 2022).

## 2.2. Mycorhizes à arbuscules (MA)

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), aussi appelées endomycorrhizes à vésicules et arbuscules sont associés à environ 80 à 95 % des espèces végétales terrestres (Read, 1991 ; Barea et Honrubia, 1993).

Ces mycorhizes, représentent un groupe omniprésent de micro-organismes du sol (Zhao *et al.*, 2022), qu'ils forment des associations mutualistes avec les racines de la majorité des plantes terrestres (Lastovetsky *et al.*, 2018 ; Zhao *et al.*, 2022). Elles sont caractéristiques des sols où le phosphore est le principal nutriment limitant la croissance des plantes, comme ceux qu'on trouve dans les régions tropicales et subtropicales (Read et Perez-Moreno, 2003). Ils sont constitués les hyphes extramatrielles constituent l'unité des CMA utilisée pour le transport des nutriments vers le champignon (Chauhan *et al.*, 2022). Et la formation de structures finement ramifiées appelées arbuscules dans les cellules corticales racinaires des plantes hôtes qui sont le site du transport bidirectionnel, c'est-à-dire des minéraux de la cellule fongique vers la cellule végétale et des composés carbonés dans la direction opposée (Zhao *et al.*, 2022) et les vésicules qui sont des organes de stockage

circulaires permettent aux CMA d'accumuler du carbone dans les lipides pour leur propre croissance lorsque la photosynthèse ne produit pas suffisamment de composés carbonés (Figure 02)(Delaeter *et al.*, 2024).



**Figure 02 :** A : Les arbuscules de *Rhizophagus irregularis* colonisant les racines de *Lotus japonicus* (Pimprikar *et al.*, 2016). B et C : structure des vésicules (v), des hyphes (h) et des arbuscules (a) <https://www.asiaresearchnews.com/content/ancestral-mitoviruses-discovered-mycorrhizal-fungi>

### 2.3. Mycorhizes éricoïdes

Le mycorhize éricoïde est le type de symbiose mycorhizienne le moins étudié et peut-être aussi le moins bien compris (Vohník, 2020) appartient en grande partie aux *Ascomycota* et aux *Basidiomycota* et l'hôte végétal appartient généralement à la famille des éricacées (Vohník, 2012), Les champignons impliqués dans cette symbioses pénètrent les cellules épidermiques ou corticales des fines « racines capillaires » des plantes éricacées et forment des complexes hyphaux enroulés où s'effectuent les transferts de nutriments et de ressources entre la plante et les champignons (Vohník, 2012 ; Mueller *et al.*, 2022).

## 2.4. Mycorhizes orchidoïdes

Les mycorhizes orchidoïdes sont caractérisées par la formation des pelotons d'hyphes dans les cellules corticales du tissu racinaire des orchidées (**Selosse et al., 2020**). De passage, le champignon pénètre dans les cellules exodermiques et les hyphes se ramifient à travers le tissu cortical par pénétration intracellulaire. Les pelotons s'effondrent au fil du temps. Les cellules peuvent être colonisées par plus d'un hyphe plusieurs fois. Tous les membres de la famille des Orchidacées sont censés former ce type de mycorhizes (**Smith et Read, 2008**).

## 2.5. Ectoendomycorhizes

Ectoendomycorhizes se caractérise par la présence d'hyphes intercellulaires établissant un réseau de Hartig similaire aux structures observées chez les champignons ectomycorhiziens (**Guarnizo et al., 2025**), d'hyphes intracellulaires pénétrant les cellules du cortex (**Stefani et al., 2010**). Et d'un manteau fongique mince et désordonné entourant les racines colonisées (**Marqués-Gálvez et al., 2020**).

## 3. Symbiose endomycorhizienne arbusculaire MA

### 3.1. Classification

Historiquement, la classification des CMA s'est faite en fonction des caractéristiques morphologiques des spores comme la taille et la couleur (**Mosse et Bowen, 1968**). Au fur et à mesure des connaissances, il est apparu que certaines espèces, notamment celles issues des genres *Glomus* et *Acaulospora*, présentaient un fort dimorphisme des spores remettant en cause les premiers critères d'identification (**Taylor et al., 2014**).

Actuellement, Les principaux types de champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) sont apparentés au sous-embranchement Glomeromycotina de l'embranchement Mucoromycota (**Sun, et Shahrajabian, 2023**) à la classe des Glomyromycetes (**Garbaye, 2013**), Ils se répartissent en quatre ordres, à savoir Glomerales, Paraglomerales, Archaeosporales et Diversisporales (**Sun et Shahrajabian, 2023**), et en 11 familles : Glomeraceae, Claroideoglomeraceae, Diversisporaceae, Acaulosporaceae, Sacculosporaceae, Pacisporaceae, Gigasporaceae, Ambisporaceae, Geosiphonaceae, Archaeosporaceae et Paraglomeraceae (**Redecker et al., 2013**). Cependant, il existe des associations MA entre les Endogonomycètes (sous-

embranchement Mucoromycotina au sein des Mucoromycota) et divers groupes de plantes, notamment les anthocérotes, les hépatiques et les espèces de plantes vasculaires herbacées (Tedersoo *et al.*, 2024).

### **3.2. Partenaires**

#### **3.2.1. Plantes hôtes**

Il a souvent été démontré que la plupart des plantes dans les écosystèmes terrestres forment des associations mycorhiziennes (Chauhan *et al.*, 2022) qu'il concerne environ 80 % des plantes, soit au moins 400 000 espèces (Garbaye, 2013) à l'exception de certaines espèces de plantes vasculaires appartenant à des familles de plantes, à savoir Juncaceae, Caryophyllaceae, Chenopodiaceae, Cruciferae, Cyperaceae et Chenopodiaceae, (Chauhan *et al.*, 2022 ; Fall *et al.*, 2022). Proteaceae et Brassicaceae, et certains genres des familles des Fabaceae et Cactaceae, qui ne peuvent pas former d'association mycorhizienne (Wang *et al.*, 2021).

Selon Brundrett (2009), de nombreuses espèces de gymnospermes et de ptéridophytes établissent également des associations avec des mycorhizes arbusculaires.

#### **3.2.2. Champignons**

Les champignons AM sont des biotrophes obligatoires (Campos *et al.*, 2018 ; Tanaka *et al.*, 2024). Des études de diversité moléculaire estiment qu'il existerait entre 348 et 1600 espèces appartenant au phylum des Glomeromycota (Crossay *et al.*, 2017). Le nombre relativement faible d'espèces existantes de CMA.

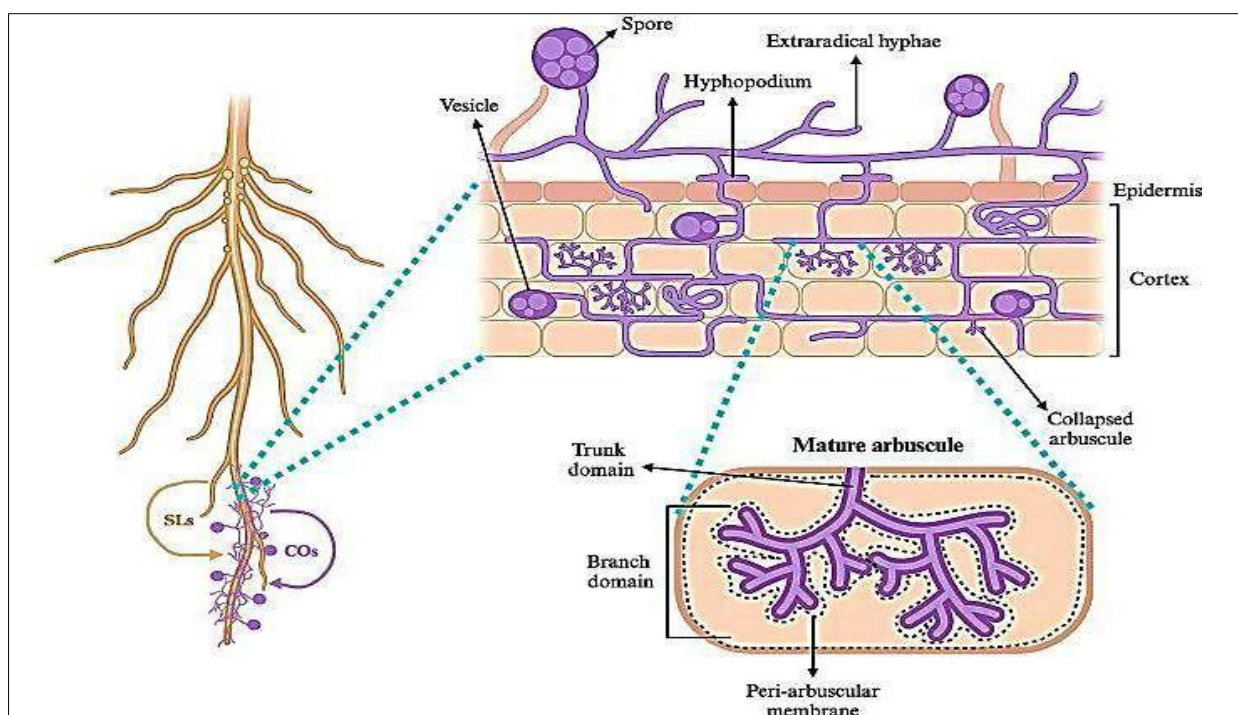
L'absence de reproduction sexuée dans ce groupe de champignons suggèrent également que le potentiel de changement génétique au sein de ces espèces est limité (Tommerup, 1988 ; Morton, 1990). Les hyphes et les spores des CMA sont multinucléées et probablement aussi hétérocaryote. Les changements génétiques peuvent se produire par anastomose des hyphes ou recombinaison somatique impliquant différents noyaux (Tommerup, 1988 ; Trappe et Molina, 1986 ; Sanders *et al.*, 1996).

### 3.3. Développement de la symbiose (MA)

L'établissement de la symbiose AM nécessite une succession d'étapes de développement bien caractérisées (figure3).

L'établissement de la symbiose nécessite une communication moléculaire entre le champignon MA et la plante (**Bucher, 2007**), initié dans la rhizosphère par un dialogue chimique entre les symbiotes. La perception des signaux diffusés par les deux partenaires leur permet de détecter leur présence respective avant tout contact physique et conduit au développement des structures fongiques (**Bonfante et Genre, 2010**).

Les CMA et les plantes dépendent d'une reconnaissance réciproque avant le contact physique (Figure 03) (**Waters et al., 2017**)



**Figure 03** : Différentes structures de la colonisation mycorhizienne arbusculaire (**Somoza et al., 2024**).

#### 3.3.1. Stade présymbiotique

La mise en place de la symbiose MA commence avec la colonisation d'une racine compatible par les hyphes produites par les CMA des propagules du sol, les spores asexuées ou les racines mycorhizées (**Requena et al., 1996**).

La reconnaissance réciproque initiale dans le sol implique la libération des strigolactones (SL) (Choi *et al.*, 2020) des molécules dérivées des caroténoïdes (Waters *et al.*, 2017) et leurs précurseurs, des betaïnes ou encore des flavonoïdes (Akiyama *et al.*, 2005 ; Garbaye, 2013) Ayant des fonctions hormonales chez les plantes (Waters *et al.*, 2017) qui active le métabolisme fongique, l'élongation des hyphes des CMA et stimule leur activité mitochondriale (Besserer *et al.*, 2006), les CMA ont également produire des signaux diffusibles qui sont reconnus par la plante hôte (Sun *et al.*, 2015) connues sous le nom de facteurs mycorhiziens (MyC) qui sont essentielles à la reconnaissance par les partenaires végétaux. Les facteurs MyC sont un mélange de lipochitoooligosaccharides (LCO) (Luo *et al.*, 2024) et des oligomères courts de chitine (Cos), pour activer une voie de signalisation symbiotique commune (Chen *et al.*, 2021).

### 3.3.2. Stade symbiotique

Après la germination de la spore à proximité d'une racine-hôte, induite par l'échange des signaux moléculaires des deux partenaires (Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1989) le tube germinatif se développe intensément par ramifications successives. Les hyphes adhèrent ensuite à la racine et différencient au contact du rhizoderme une structure spécialisée appelée appressorium ou hyphopode (Giovannetti *et al.*, 1993). Lors de la formation de l'appressorium, une succession précise de processus, conduit à la formation de ce que l'on appelle l'appareil de pré-pénétration (APP). Cela se présente comme une colonne cytoplasmique contenant des faisceaux de microtubules et de microfilaments, des citernes de réticulum endoplasmique très denses et un filament membranaire central, ce qui suggère d'une part que la plante hôte exerce un contrôle majeur sur le développement fongique (Siciliano *et al.*, 2007). N'est qu'après la construction du pont cytoplasmique transcellulaire à travers la cellule que le champignon AM pénètre dans l'épiderme première étape vers la colonisation des tissus internes (Genre *et al.*, 2009)

Des études cytologiques ont montré que les hyphes d'infection intracellulaires d'AM qui traversent les cellules épidermiques sont enfermés dans un compartiment apoplasmique d'origine végétale, comprenant une invagination du plasmalemma et une matrice associée (Novero *et al.*, 2002) Cette étape initiale de colonisation racinaire est ensuite suivie d'un développement hyphal intraradicalaire important et , avec formation d'arbuscules dans le cortex interne, ainsi que d'un développement extraradicalaire et de la formation ultérieure de

spores et développement de vésicules (site de stockage de nourriture) (**Genre et al., 2005 ; Garg et Chandel, 2010**).

### 3.4. Importance des MA

Parmi les nombreux avantages des systèmes endomycorhiziens, on peut citer leurs rôles dans la stimulation la croissance des plantes en facilitant l'acquisition d'eau et de nutriments rares et essentiels mais souvent limités, tels que le phosphore et l'azote (**Miyauchi et al., 2020 ; Ahmed et al., 2025**) et d'autres éléments essentiels tels que le zinc et le cuivre (**Tian et al., 2017**) Ils améliorent également la résistance des plantes aux maladies, offrent une meilleure protection contre les pathogènes et la sécheresse (**Wahab et al., 2023**) et contribuent à la détoxification des sols contaminés par les métaux lourds grâce à des mécanismes de chélation et de séquestration (**Ahmed et al., 2025**) ils participent activement à la production de phytohormones et d'antioxydants (**Vultaggio et al., 2024**) ces avantages ont un coût. La plante hôte doit fournir des glucides pour soutenir la croissance fongique, détournant ainsi le carbone fixé par photosynthèse (**Sawers et al., 2017**).

Il est intéressant de noter que les champignons AM affectent non seulement la plante hôte mais aussi d'autres micro-organismes du sol, en particulier les bactéries, en créant un microhabitat riche en énergie à proximité immédiate de leurs hyphes externes (**Faghihinia et al., 2024**). Cela se produit par la libération d'exsudats hyphaux (métabolites et molécules de signalisation) (**Lanfranco et al., 2017**), facilitant le mouvement microbien le long des hyphes recouverts d'un film d'eau dans la matrice du sol (**Jansa et Hodge, 2021**). Ci-dessous, nous avons fourni plus de détails sur son importance.

#### 3.4.1. Nutrition minérale

##### 3.4.1.1. Nutrition phosphatée

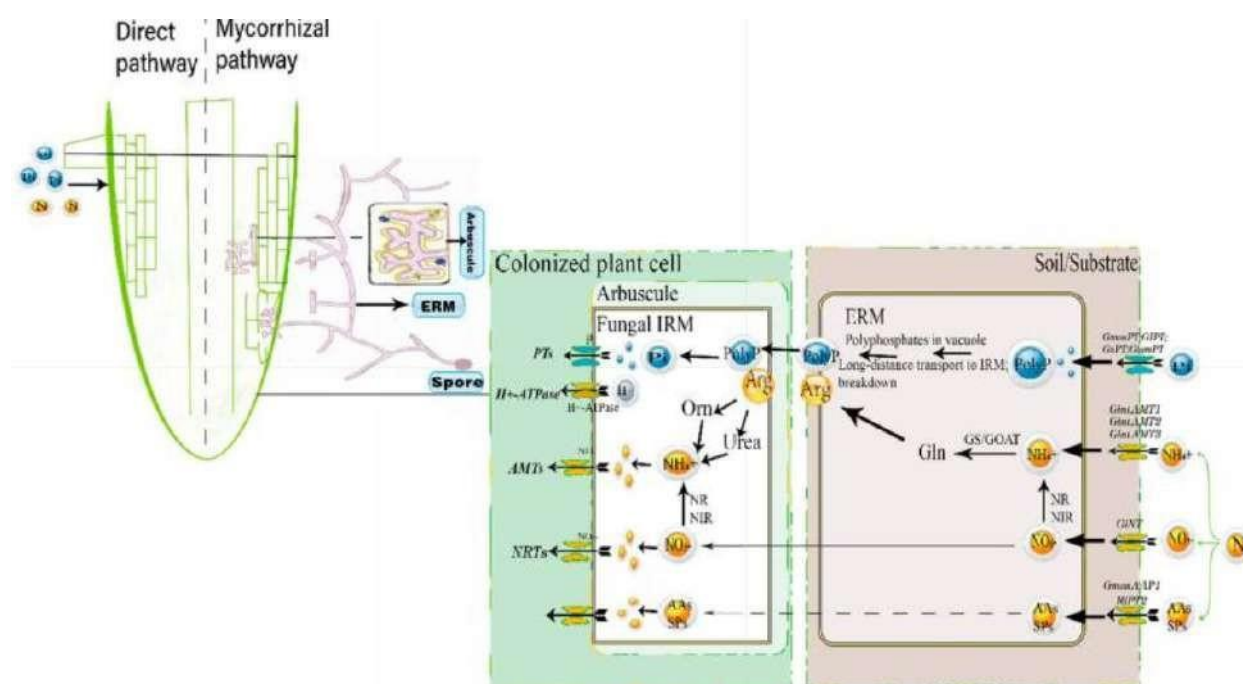
Des études ont montré que la contribution de la voie d'absorption du phosphore par l'AM, est plus efficace que l'absorption directe par les cellules épidermiques des racines (**Tian et al., 2017 ; Giovannini et al., 2022**) cependant les hyphes peut s'étendre 100 fois plus loin que les poils absorbants des plantes (**Zhang et al., 2019**) ils explorent un plus grand volume de sol, au-delà de la zone appauvrie en phosphore autour des racines (**Cesar et al., 2014**).

Le phosphore insoluble (Pi) est transloqué à travers les hyphes fongiques AM sous forme de polyphosphate (polyP), et après hydrolyse, dans l'arbuscule, Pi est exporté du

champignon AM vers l'espace périarbusculaire L'importation de Pi à travers la membrane périarbusculaire, dans la cellule racinaire, est ensuite médiée par des transporteurs végétaux (Javot *et al.*, 2007)

### 3.4.1.2. Nutrition azotée

Les mycéliums extra-radicaux (ERM) des CMA absorbent les sources d'azote inorganique (nitrate et ammonium) et organique (acides aminés et petits peptides) du sol et les métabolisent rapidement en arginine (Arg) (Hui *et al.*, 2022). L'Arg contenue dans les ERM est ensuite transloquée vers les mycéliums intra-radicaux (IRM) (Jin *et al.*, 2005) et catabolisée en  $\text{NH}_4^+$  puis exportée vers l'espace périarbusculaire (Figure 04) (Wang *et al.*, 2020)



**Figure 04** : Mécanismes d'acquisition des nutriments phosphore et d'azote chez les plantes (Rui *et al.*, 2022)

### 3.4.2. Protection contre les stress environnementaux

Les champignons mycorrhiziens à arbuscules (CMA) contribuent à la résilience et à l'adaptation des plantes en résistant aux contraintes environnementales (Boczoń *et al.*, 2021). Plusieurs études ont montré le rôle joué par les CMA dans la protection des plantes sous les stress abiotiques tels que la salinité (Giri *et al.*, 2008 ; Liu *et al.*, 2016) et la sécheresse

(Auge, 2001 ; Aroca *et al.*, 2007). Pour améliorer la tolérance des plantes à la sécheresse, les CMA déploient deux stratégies, la première stratégie implique l'absorption d'eau par les hyphes, suivie de son transfert ultérieur à l'hôte (Das et Sarkar, 2024). La deuxième repose sur l'activation des systèmes antioxydants enzymatiques et non enzymatiques, qui agissent au sein des plantes pour contrôler et piéger les espèces réactives de l'oxygène (Bahadur *et al.*, 2019).

Des recherche suggèrent que les CMA pourrait renforcer la tolérance au froid des plantes en atténuant la peroxydation lipidique membranaire et la perméabilité de la membrane plasmique, et en augmentant l'accumulation d'osmolytes, les activités enzymatique antioxydant et la photosynthèse (Chen *et al.*, 2013).

### 3.4.3. Biostabilisation du sol

CMA joue un rôle important dans l'amélioration des propriétés du sol (Garcia *et al.*, 2025). Ils améliorent l'agrégation des particules du sol, ce qui lui confère une plus grande stabilité. Cette agrégation peut représenter de 10 à 20 fois la réserve de carbone de la biomasse microbienne du sol (Sangay, 2018), grâce à la production de glomaline, une glycoprotéine, hydrophobe et résistante aux hautes températures du sol., produite principalement par les mycéliums sénescents. Elle contribue à la stabilité des agrégats du sol en les rendant résistants à l'eau. Elle est lentement biodégradée par les bactéries et les champignons présents dans le sol (Fall *et al.*, 2022).

## II. Généralités sur les espèces étudiées

### 1. *Cicer arietinum* L.

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est l'une des légumineuses à grains de saison fraîche les plus précieuses au monde (Sari *et al.*, 2023) de la famille des Fabacées (Gaur *et al.*, 2011 ; Ambika *et al.*, 2021 ; Candan *et al.*, 2022), sous-famille des légumineuses papilionoïdes, un clade qui contient essentiellement toutes les légumineuses importantes (Varshney *et al.*, 2013). C'est une plante diploïde ( $2n = 2x = 16$ ) (Sachdeva *et al.*, 2020), autogame (Thudi *et al.*, 2016), dont le cycle de reproduction graine à graine (Varshney *et al.*, 2009). Il est cultivé dans les régions tropicales (Sachdeva *et al.*, 2020), subtropicales, tempérées, dans la région méditerranéenne, dans le nord-est de l'Afrique tropicale et en Asie

occidentale et centrale (Koul *et al.*, 2022). Originaire du sud-est de la Turquie et de Syrie (Varshney *et al.*, 2013 ; Bhaskarla *et al.*, 2020 ; Koul *et al.*, 2022).

Il existe deux principaux types de pois chiches selon les caractéristiques morphologiques des graines : le type desi et le type kabul, Le type desi, à petites graines anguleuses et de couleur foncée, tandis que le type kabul, aux grosses graines de couleur claire (De Giovanni *et al.*, 2016 ; Leonetti *et al.*, 2018 ; Vus *et al.*, 2020 ; Jameel *et al.*, 2021).

### 1.1. Classification de *Cicer arietinum* L.

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une plante annuelle herbacée cultivée pour ses graines, appartenant à la famille des Légumineuses (Fabaceae). C'est l'une des espèces cultivées du genre *Cicer* (Tableau 01) (Perumal *et al.*, 2021)

**Tableau 01:** taxonomique du *Cicer arietinum* L d'après classification de l'Angiosperm Phylogeny Group (2009).

<b>Règne</b>	Plantae
<b>Sous-règne</b>	Angiospermes
<b>Division</b>	Eudicots
<b>Sous-classe</b>	Rosids
<b>Ordre</b>	Fabales
<b>Famille</b>	Fabaceae
<b>Sous-famille</b>	Faboideae
<b>Tribu</b>	Cicereae
<b>Genre</b>	<i>Cicer</i>
<b>Espèce</b>	<i>Cicer arietinum</i> L

## 1.2. Morphologie de la plante

### 1.2.1. Graine

Les graines de pois chiche possèdent un tégument peut être lisse ou tuberculée (**Sajja et al, 2017**), deux cotylédons et un embryon. Le tégument se compose de deux couches : l'externe, appelée testa, et l'interne, appelée tégmen, ainsi que d'un hile. Le hile est le point d'attache de la graine à la gousse. Il existe une petite ouverture au-dessus du hile appelée micropyle, ainsi qu'une crête formée par le funicule, appelée raphé. L'embryon est constitué d'un axe et de deux cotylédons charnus. L'extrémité pointue de l'axe est la radicule et l'extrémité plumeuse est la plumule (**Singh et Diwakar, 1995**)

Les graines de pois chiche germent à une température optimale (28–33 °C) et à un niveau d'humidité adéquat en environ 5 à 6 jours. La germination commence par l'absorption d'eau et le gonflement de la graine. La radicule émerge en premier, suivie de la plumule. La partie de l'axe située au-dessus des cotylédons, appelée épicotyle, s'allonge et pousse la plumule vers le haut (**Cubero, 1987**).

### 1.2.2. Racine

Le pois chiche possède de multiples racines latérales secondaires qui s'enfoncent dans les couches supérieures du sol, ainsi qu'une large racine pivotante pouvant atteindre deux mètres de profondeur (15 à 30 cm). (**Koul et al., 2022**) Les tissus parenchymateux de la racine sont riches en amidon. Tous les tissus périphériques disparaissent à maturité de la plante et sont remplacés par une couche de liège (**Cubero, 1987**).

### 1.2.3 Tige

La tige est ferme grâce à la collenchyme hypodermique. Elle est angulaire avec des côtes, droite ou flexueuse, et pubescente. La plante produit trois types de ramifications : primaires, secondaires et tertiaires. Les nœuds les plus bas de la plante donnent naissance à 1 à 8 branches primaires. Alternativement, les branches primaires peuvent également émerger directement de la pousse issue de la graine. (**Sajja et al, 2017**)

Les branches primaires sont épaisses, ligneuses, avec une cuticule épaisse, et sont souvent prises à tort pour la tige principale. Les branches secondaires naissent des bourgeons situés sur les branches primaires et sont comparativement plus fines. Ce sont ces branches qui

Portent les feuilles et les fleurs. En fonction du génotype et des conditions de croissance, des branches tertiaires peuvent être présentes ou non (**Sajja et al, 2017**). La plante atteint une hauteur allant jusqu'à 100 cm (**Cubero, 1987**).

#### **1.2.4. Les feuilles**

L'émergence du pois chiche est hypogée. Lorsque la pousse plumulaire émerge de la graine, les premières feuilles formées sont des écailles (**Cubero, 1987**). Les feuilles véritables se développent ensuite de manière alternée à partir de la tige. Le bord des folioles est denté. La disposition des feuilles chez le pois chiche est généralement pseudo-imparipennée. Les premières feuilles véritables comportent 3 à 4 paires de folioles s'étendant depuis le rachis, mais une seule des deux folioles terminales se forme. Après le sixième nœud, les feuilles complètement développées comportent généralement 5 à 8 paires de folioles (**Mohsenzadeh, 2024**).

#### **1.2.5. Fleure**

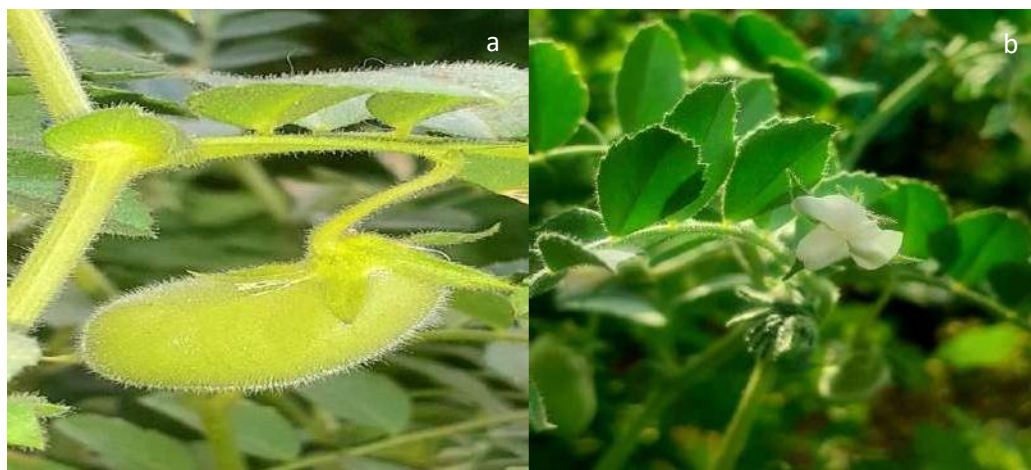
La fleur est régulière, bisexuée (**Mohsenzadeh, 2024**) avec cinq sépales velus soudés formant un seul verticille qui constitue un tube calicinal. Elle possède cinq pétales disposés selon une organisation typiquement papilionacée : un grand étendard, deux ailes et deux pétales de carène formant une forme de bateau (Figure 05) (**Sajja et al., 2017**).

On trouve dix étamines disposées en diadélphie (9 étamines soudées entre elles et une 1 libre), avec des grains de pollen de couleur orange. Le style est linéaire, le stigmate globuleux, et l'ovaire sessile, pubescent, contenant de 1 à 4 ovules (**Cubero, 1987**).

#### **1.2.6. Gousse**

Les gousses commencent à apparaître environ six jours après la fécondation et peuvent prendre jusqu'à quatre semaines pour achever le développement des graines (**Camiletti et Grosso, 2023**) Initialement, c'est la paroi de la gousse qui commence à se développer, suivie par la graine. Le nombre de gousses par plante dépend du génotype et des conditions environnementales, notamment la disponibilité en eau. La taille des gousses est généralement comprise entre 15 et 20 mm, mais peut atteindre 30 mm selon le génotype (Figure 05) (**Sajja et al, 2017**).

Le pois chiche présente un mode de croissance indéterminé, ce qui signifie que les feuilles, les tiges, les fleurs, les gousses et les graines peuvent se développer en même temps. Le bourgeon terminal reste végétatif même lorsque la plante est en phase de reproduction (**Pulse Australia, 2016**).



**Figure 05 : a : la gousse de *Cicer arietinum* L ; b : la fleur de *Cicer arietinum* L (Photo originale, 2025)**

### **1.3. Importance de pois chiche**

Les graines de pois chiches sont une source principale et peu coûteuse de nutriments hautement digestibles tels que des protéines (**Bhaskarla *et al.*, 2020 ; Jahan *et al.*, 2023**) des glucides, des vitamines, des fibres, des minéraux (Ca, Mg, Zn, K, Fe, P), des acides aminés comme la thiamine et la niacine et des fibres (**Garzón-Tiznado *et al.*, 2012 ; Tiwari *et al.*, 2020 ; Jameel *et al.*, 2021 ; Patil *et al.*, 2024**).

En plus d'être une excellente source de nutriments fondamentaux, les graines de pois chiche contiennent une gamme diversifiée de certains composés bioactifs qui présentent une grande capacité antioxydante des propriétés antidiabétiques et anti-inflammatoires (**Cid-Gallegos *et al.*, 2020**) antifongiques, antibactériennes et anticancéreuses (**Yilmaz, 2024**).

### **1.4. Symbiose entre *Cicer arietinum* L. (le pois chiche) et les champignons mycorhiziens**

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) colonisent les racines des plantes hôtes et favorisent leurs croissance (**Rocha *et al.*, 2019**) y compris le pois chiche (**Farzaneh *et al.*, 2011**). Cette plante est capable de former une symbiose efficace avec les champignons mycorhiziens à arbuscules, ce qui peut améliorer ses réponses physiologiques, biochimiques

et agronomiques, notamment lorsqu'elle est cultivée dans divers écosystèmes (**Meriño-Hernández et al., 2022**).

Le pois chiche interagit de manière bénéfique avec les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), formant une symbiose racinaire qui améliore significativement l'absorption des nutriments, notamment le phosphore. Cette association constitue une stratégie efficace pour renforcer la tolérance à la sécheresse (**Bobate et al., 2025**), la salinité (**Meriño-Hernández et al., 2022**). Ainsi que favorise la structure racinaire, et peut renforcer la teneur en composés bioactifs des graines et la croissance globale de la plante (**Sharma et al., 2017 ; Latef et al., 2021 ; Parmar et al., 2022**).

De nombreuses études ont montré que l'interaction entre les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) influence significativement la croissance du pois chiche (**Moradi et al., 2013 ; Rocha et al., 2019 ; Laranjeira et al., 2022 ; Sulaimon et al., 2024**).

## 2. *Lens culinaris* Medik

La lentille cultivée (*Lens culinaris*) est une légumineuse annuelle diploïde ( $2n = 14$ ), autogame, (**Liber et al., 2021**) appartenant à la famille des Fabaceae ou Leguminosae et constitue l'une des premières espèces végétales domestiquées par l'homme. Originaires du Croissant fertile, cette légumineuse annuelle est aujourd'hui largement cultivée dans les régions tempérées et semi-arides du globe (**FAO, 2021**). Elle est principalement appréciée pour ses graines comestibles, riches en nutriments, mais aussi pour ses atouts agronomiques, notamment sa capacité à fixer l'azote atmosphérique, contribuant ainsi à l'amélioration de la fertilité des sols (**Muehlbauer et McPhee, 2005**).

### 2.1. Classification de *Lens culinaris* Medik

La lentille cultivée appartient à la famille des Fabaceae (ou Légumineuses), qui comprend de nombreuses plantes fixatrices d'azote. Sa classification est la suivante (Tableau 02).

**Tableau 02** : Classification botanique de *Lens culinaris* d'après classification de l'Angiosperm Phylogeny Group (2009).

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

## 2.2. Morphologie de la plante

### 2.2.1 La graine

La graine est protégée par un tégument assez mince mais résistant, ce qui permet une bonne conservation et une résistance aux stress environnementaux. Cependant, la présence d'anti nutriments comme les tanins et les phytates dans l'enveloppe peut limiter la biodisponibilité de certains minéraux, d'où l'intérêt du trempage ou de la germination pour améliorer sa qualité nutritionnelle (Shehata *et al.*, 2020).

La germination de la lentille est relativement rapide et efficace si les conditions environnementales sont réunies. En général, les premières étapes de germination commencent entre 3 et 5 jours après le semis, à une température optimale située autour de 20 à 25 °C. L'humidité du sol est également un facteur crucial (Erskine *et al.*, 2009).

### 2.2.2. Racine

Le système racinaire de *Lens culinaris* Medik joue un rôle fondamental dans la croissance et la productivité de la plante. Il est de type pivotant, ce qui signifie qu'il développe une racine principale verticale qui s'enfonce profondément dans le sol, offrant à la plante une bonne stabilité ainsi qu'un accès à l'eau et aux nutriments en profondeur. Cette racine principale est accompagnée de nombreuses racines latérales secondaires bien ramifiées qui colonisent efficacement la couche arable du sol, favorisant une absorption maximale des nutriments (Kumar et Sharma, 2009).

La morphologie racinaire varie selon les variétés et les conditions pédoclimatiques. Certaines variétés développent un système racinaire plus profond et plus ramifié, ce qui les rend plus résistantes à la sécheresse. D'autres, au contraire, ont un système racinaire plus superficiel, adapté aux zones à humidité plus constante. Cette variabilité génétique constitue un levier important pour la sélection variétale, notamment dans le contexte du changement climatique (Kumar et Sharma, 2009).

### 2.2.3. Les feuilles

Les feuilles de *Lens culinaris* Medik sont composées, alternes et imparipennées, comportant généralement 4 à 7 paires de folioles disposées de manière opposée le long du rachis, se terminant par une vrille terminale qui joue un rôle dans l'attachement aux supports avoisinants (Sarker et Erskine, 2006). Les folioles, de forme ovale à oblongue, mesurent en moyenne 5 à 15 mm de long, avec une marge entière, une nervation pennée, et peuvent être glabres ou légèrement pubescentes, selon les variétés, leur couleur varie du vert clair au vert foncé, influencée par les facteurs génétiques et les conditions environnementales (Kumar *et al.*, 2015). Cette structure foliaire contribue de manière significative à la capacité photosynthétique de la plante et à son adaptation aux stress abiotiques, en particulier la sécheresse. Certaines variétés présentent d'ailleurs une réduction de la surface foliaire ou une pubescence accrue, limitant ainsi les pertes hydriques par transpiration (Singh *et al.*, 2014). L'évolution de ces caractères morphologiques reflète une adaptation écologique et une sélection variétale dans les zones arides et semi-arides où la lentille est traditionnellement cultivée (Erskine et Sarker, 2004).



**Figure 06:** Les feuilles de Lens Culinaris (Pladias, 2025).

#### **2.2.4. Les fleurs**

Les fleurs de *Lens culinaris Medik* sont de petite taille et présentent une morphologie typique des Fabaceae, à savoir une corolle papilionacée composée d'un étendard, de deux ailes et d'une carène. Elles sont généralement solitaires ou regroupées par deux, et apparaissent à l'aisselle des feuilles sur les rameaux secondaires. La coloration florale varie selon les variétés, allant du blanc pur au violet pâle, en passant par des teintes bleu lavande (Muehlbauer et McPhee, 2005).

La lentille est une espèce autogame, c'est-à-dire que la pollinisation se fait principalement par autofécondation, bien que des cas de pollinisation croisée puissent occasionnellement survenir. Cette autogamie favorise une stabilité génétique au sein des lignées cultivées et facilite la sélection variétale (Muehlbauer et McPhee, 2005 ; Sarker et Erskine, 2006). La floraison intervient généralement 30 à 50 jours après la germination, en fonction des conditions agroclimatiques et des génotypes utilisés (Erskine et Sarker, 2004).



**Figure 07:** Les fleurs de *Lens Culinaris* Medik (Pladias, 2025).

#### 2.2.4. La gousse

La gousse de *Lens culinaris* Medik est de petite taille, mesurant généralement entre 1 et 2 cm de long, et se distingue par sa forme aplatie et ovale, souvent légèrement incurvée. Chaque gousse contient habituellement une à deux graines, rarement trois, ce qui constitue une caractéristique morphologique importante dans la sélection variétale (Roy et Abney, 2012).

La formation de la gousse débute peu de temps après la fécondation et suit un cycle de maturation relativement court, ce qui confère à la plante une bonne adaptation aux régions à saison de culture brève. À maturité, les gousses sèchent naturellement sur pied, un phénomène qui facilite leur récolte mécanique et limite les pertes post-récolte. Cette déshydratation spontanée est également bénéfique pour la réduction de l'humidité des graines, condition essentielle pour un stockage optimal (Muehlbauer et McPhee, 2005). La structure et le comportement physiologique des gousses influencent directement la productivité, la facilité de battage et la résistance aux maladies transmises par les semences, d'où l'importance de leur étude dans les programmes d'amélioration génétique et de sélection agronomique (Roy et Abney, 2012).

#### 2.3. Importance de lentille

Sur le plan nutritionnel, la graine de lentille est particulièrement riche en protéines végétales (20 à 30 %), ce qui en fait une excellente alternative aux sources animales (Joshi et Bhandari, 2007 ; Joehnke *et al.*, 2021). Elle contient également des fibres alimentaires, des

minéraux essentiels comme le fer, le magnésium, le zinc, et le potassium, ainsi que des vitamines du groupe B, notamment l'acide folique, jouant un rôle préventif contre certaines carences nutritionnelles, l'anémie et les malformations congénitales (**Joshi et Bhandari, 2007 ; Rico et al., 2021**).

D'un point de vue agronomique, *Lens culinaris* contribue à une agriculture durable grâce à sa capacité à fixer l'azote atmosphérique via ses nodules racinaires en symbiose avec les rhizobia. Cette propriété améliore la fertilité des sols et réduit le besoin en engrais azotés, ce qui est bénéfique pour les systèmes agricoles à faibles intrants (**FAO, 2021**).

Sur le plan économique, la lentille représente une culture de rente importante dans plusieurs pays producteurs. Le Canada est actuellement le premier exportateur mondial, suivi par l'Inde, la Turquie, et des pays d'Afrique du Nord comme l'Algérie, où elle contribue à la sécurité alimentaire et à la diversification des revenus agricoles. Sa culture en zones arides ou semi-arides, combinée à une bonne tolérance à la sécheresse, renforce son importance dans le contexte du changement climatique (**FAO, 2021**).

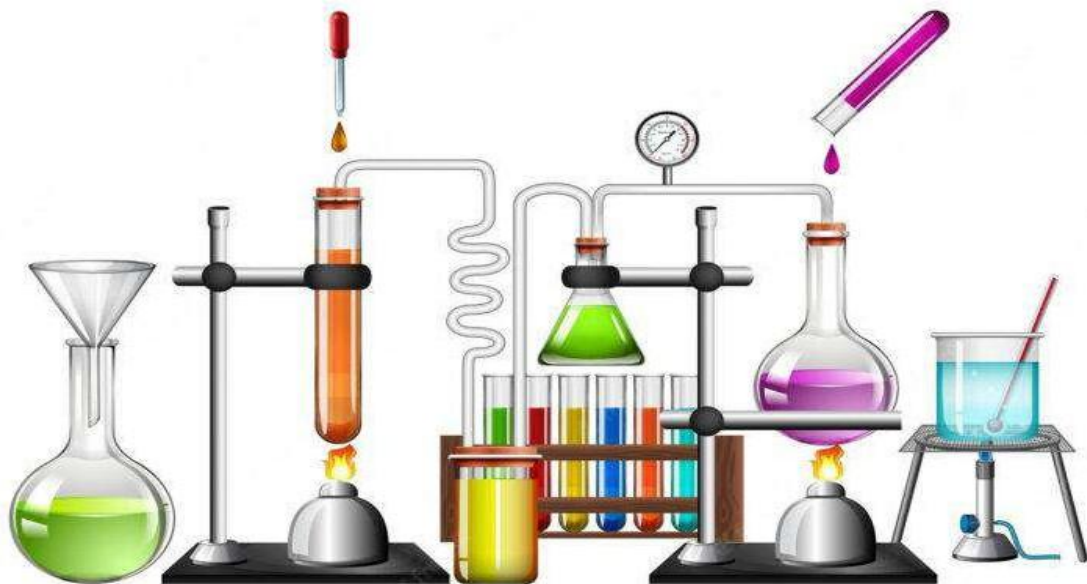
#### **2.4. Symbiose entre *Lens culinaris* Medik (la lentille) et les champignons mycorhiziens**

La lentille, légumineuse largement appréciée pour ses graines riches en protéines, entretient, à l'instar d'autres légumineuses, une relation symbiotique avec des champignons mycorhiziens arbusculaires (AMF). Cette association joue un rôle essentiel dans la nutrition et la santé de la plante, en particulier dans des conditions de sol appauvri ou en présence de stress environnementaux tels que la sécheresse ou la salinité (**Smith et Read, 2008**).

Les champignons colonisent les racines de la lentille en s'insérant dans les cellules corticales, où ils créent des structures appelées arbuscules. Ces structures augmentent la surface d'échange entre le champignon et la plante, permettant un meilleur transfert de nutriments. En plus, les hyphes fongiques s'étendent dans le sol au-delà des racines, récupérant des nutriments difficiles à absorber, comme le phosphore, le zinc, le cuivre, et surtout l'eau (**Habte, 2000**).

L'extension fongique agit un peu comme un prolongement des racines de la lentille, lui permettant ainsi d'explorer un plus grand volume de sol pour capter davantage de ressources. Ce renforcement du système racinaire se traduit par plusieurs effets bénéfiques sur la plante : une croissance accrue, une biomasse plus importante, un système racinaire plus dense, une teneur en chlorophylle élevée, ainsi qu'une meilleure tolérance au stress, notamment à la sécheresse ou à la salinité (**Aslam et al., 2021**).

## *Matériel et méthodes*



## I. Cadre de l'étude

Ce travail a été réalisé au laboratoire de microbiologie de la faculté des sciences biologiques de l'université Belhadj Bouchaib d'Ain Temouchent.

## II. Objectif de l'étude

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer l'effet de biostimulants naturels sur la croissance de certaines espèces végétales (légumineuses alimentaires). Dans un premier temps, le travail porte sur l'évaluation des caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques des sols cultivés avec *Sorghum bicolor*. Ensuite, le taux de mycorhization de *Sorghum bicolor* est analysé pour destinés à une inoculation contrôlée. Enfin, l'effet de deux biostimulants naturels : l'algue *Ulva lactuca* et les champignons mycorhiziens obtenus à partir de *Sorghum bicolor* est étudié sur la croissance de deux légumineuses : le pois chiche (*Cicer arietinum*) et la lentille (*Lens culinaris*).

## III. Présentation des sites d'échantillonnage

### 1. Situation géographique

#### 1.1. Chaabat El Leham (Site de *sorghum bicolor*)

Chaabat El Leham est une localité située dans la partie nord-est de la wilaya d'Aïn Témouchent, en Algérie. Elle se trouve à environ 20 kilomètres au nord-est du centre administratif de la wilaya et à près de 60 kilomètres à l'ouest de la ville d'Oran. Cette région présente un relief vallonné, parcouru par plusieurs cours d'eau, notamment l'oued El Malah. D'une superficie de 66,62 km<sup>2</sup>, elle est située à une altitude moyenne de 157 mètres au-dessus du niveau de la mer. Le territoire est essentiellement rural, caractérisé par des terres agricoles fertiles, où dominant les cultures céréalières et arboricoles. L'agglomération principale est entourée de zones d'habitat dispersé, et l'accès à la localité se fait principalement par la route de wilaya reliant El Malah à Hammam Bou Hadjar (Figure 08).



**Figure 08** : Localisation de la région d'étude Chaabat El Leham (Google Maps, 2025).

a : Localisation de la wilaya d'Aïn Témouchent ; b : Localisation de la commune de Chaabat El Leham.

## 1.2. Port Beni saf (Site de *Ulva lactuca*)

Dans la partie occidentale du littoral de la wilaya d'Aïn Témouchent, à environ 70 km d'Oran vers l'ouest, se situe la zone portuaire de Beni Saf, en bordure de la mer Méditerranée. Le site est caractérisé par une structure portuaire semi-fermée orientée nord-ouest/sud-est, protégée par deux jetées principales formant une enceinte abritée des courants marins directs. L'intérieur du port présente des quais et des digues rocheuses immergées, où prolifèrent diverses espèces d'algues marines, notamment *Ulva lactuca*. La zone est soumise à une activité anthropique notable, incluant la pêche (Figure 09).



**Figure 09** : Localisation de la ville beni saf (Google maps 2025)

## 2. Echantillonnage

### 2.1. *Sorghum bicolor* L

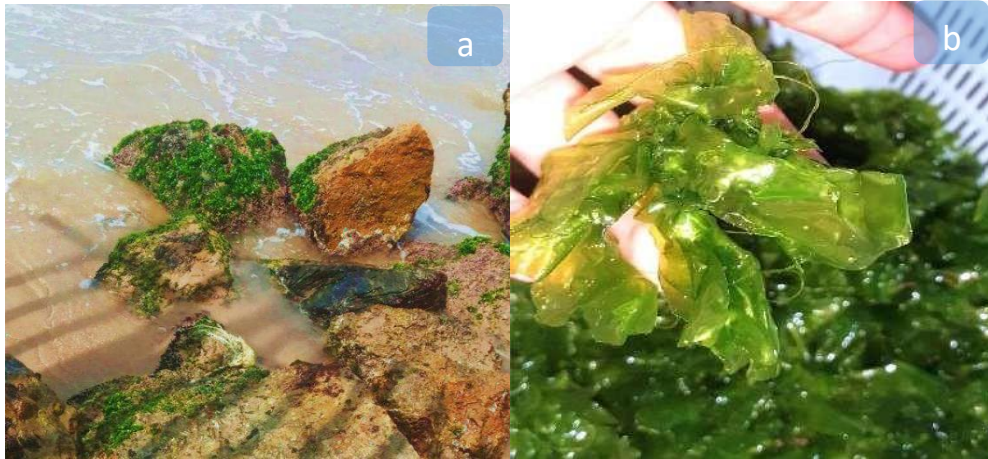
Les échantillons de racines de *Sorghum bicolor* L ont été prélevés à environ 20 cm de profondeur en février 2025, dans la région de Chaabat El Leham, wilaya d'Aïn Témouchent. Ces échantillons ont été conservés à 4 °C au laboratoire de microbiologie (Figure 10).



**Figure 10** : Plants de *Sorghum bicolor* cultivés dans la région de Chaabat El Leham (Aïn Témouchent).

### 2.2. *Ulva lactuca*

Le prélèvement de l'algue verte *Ulva lactuca* a été effectués pendant la période du mois de janvier 2025 sur la côte marine du port Beni Saf, dans la wilaya de Aïn temouchent (Figure 11). La récolte se fait à la main puisqu'elle se détache facilement de son support, les échantillons d'algue récoltée ont introduits dans des sacs fermés et seront transporté au laboratoire. Les algues ont été nettoyées et mise dans une étuve ventilée réglée à 45C° pendant 24h. Après séchage, l'algue est réduite en poudre grâce à un broyeur à hélice.



**Figure 11** : a : Rochers recouverts d'algues vertes dans le port Béni Saf (wilaya d'Aïn Témouchent). b : Présentation du matériel végétal (*Ulva lactuca*) prélevé dans la région de beni saf (wilaya d'Aïn Témouchent).

### 2.3. Sol

- Des échantillons de sol ont été prélevés autour du *Sorghum bicolor* à environ 20cm de la profondeur. Le sol a été séché à l'air libre, tamisé et homogénéisé afin d'assurer une répartition uniforme de ses composants. Les échantillons ont ensuite été conservés dans un endroit sec.

- Un total de 12 kg de sol sableux a été prélevé de la région de Terga. Le prélèvement a été réalisé en utilisant une pelle propre, en veillant à recueillir le sol de la couche superficielle. Les échantillons ont été placés dans des sacs stériles et transportés au laboratoire.

## 3. Analyse physicochimique du sol

### 3.1. Analyse granulométrique

L'analyse granulométrique est une méthode largement utilisée en sciences du sol pour classer les particules en fonction de leur taille et quantifier la proportion de chaque fraction : sable, limon et argile. Elle permet de caractériser la texture du sol et d'évaluer ses propriétés physiques, telles que sa capacité de rétention en eau et en air, ainsi que sa stabilité structurale.

Pour cette analyse, de la terre fine est obtenue par tamisage au tamis à mailles de 2 mm de diamètre. La matière organique est éliminée par le peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ), avec un temps d'exposition variant entre 24 et 48 heures selon la teneur en matière organique. Les particules minérales sont ensuite dispersées à l'aide d'un dispersant alcalin (hexaméthaphosphate de sodium). Les particules grossières de diamètre supérieur à 50 mm

sont séparées par tamisage, les particules moyennes et fines sont obtenues par la mesure de la vitesse de sédimentation. La texture du sol est déterminée d'après le triangle des textures (Annexe 01).

### **3.2. Mesure de pH**

La mesure du pH a été réalisée en mélangeant 20 g de terre fine, séchée à l'air libre, avec 50 ml d'eau distillée. Après avoir été agitée pendant quelques minutes, la suspension a été laissée au repos pendant 2 heures. Une brève agitation a ensuite précédé la lecture du pH à l'aide d'un pH-mètre.

### **3.3. Teneur en azote et en phosphore total**

L'analyse minérale de l'azote et du phosphore total a été réalisée au laboratoire AFAK CONTROL (laboratoire d'analyses de la qualité, Oran) à l'aide d'appareils automatisés.

### **3.4. Dosage du carbone total et la matière organique**

La teneur en matière organique totale du sol est obtenue généralement en dosant la teneur en carbone. On estime que le rapport matière organique / carbone est à peu près constant et égal à :

$$\text{MO/C}=1,72$$

Le carbone de la matière organique est oxydé par un mélange de bichromate de potassium et d'acide sulfurique. On admet que l'oxygène consommé est proportionnel au carbone que l'on veut doser (**Anne, 1945**). Les quantités de la matière organique mesurées sont comparées avec les normes internationales. Le Dosage du carbone total et la matière organique est au laboratoire AFAK CONTROL.

## **4. Analyses microbiologiques du sol**

### **4.1. Détermination du Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM) du sol**

Le Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM50) d'un sol représente sa richesse en propagules susceptibles d'initier chez les plantes la formation d'associations mycorhiziennes en caractérisant la quantité de sol non stérilisé nécessaire pour mycorhizer 50% d'une population de plante (**Plenchette *et al.*, 1989**).

Dix graines de maïs ont été semées dans des pots de 150 ml contenant 100 g de sol aux différentes dilutions. L'arrosage a été réalisé quotidiennement avec de l'eau distillée stérile (autoclavée à 120 °C pendant 20 minutes)

**Tableau 03** : Différentes quantités de sol non stérilisé et stérilisé utilisées lors des dilutions

Dilutions de sol	1	2	3	4	5	6
Quantité de sol non stérilisé de <i>sorghum bicolor</i> (g)	3	6	12	24	28	100
Quantité de sol sableux stérilisé (g)	97	94	88	76	52	00

Après deux semaines de culture, le système racinaire entier de chaque plante a été prélevé pour la détermination du PIM selon la méthode de **Philippe et Hayman (1970)**. Les racines prélevées subissent les étapes suivant :

#### 4.1.1. Eclaircissement

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

Elles ont ensuite été traitées dans une solution de KOH à 10% au bain-marie à 90°C pendant 45 minutes afin de vider leur contenu cellulaire. Après ce traitement, les racines ont été placées dans de l'acide lactique pendant 10 minutes à température ambiante pour éliminer les résidus de KOH.

#### 4.1.2. Coloration

Les racines ont ensuite été colorées à l'aide d'une solution de bleu de trypan à 0,01%, en chauffant les échantillons à 90°C pendant 20 minutes. Après la coloration, les racines ont été traitées avec du glycérol pour enlever l'excès de colorant et permettre une meilleure conservation des échantillons avant observation microscopique.

Un fragment de racine est monté entre lame et lamelle dans une goutte de glycérol afin d'observer les structures mycorhiziennes. L'examen est réalisé au microscope optique avec des objectifs 10X et 40X.

## **5. Évaluation des paramètres de la mycorhization des racines de *Sorghum bicolor***

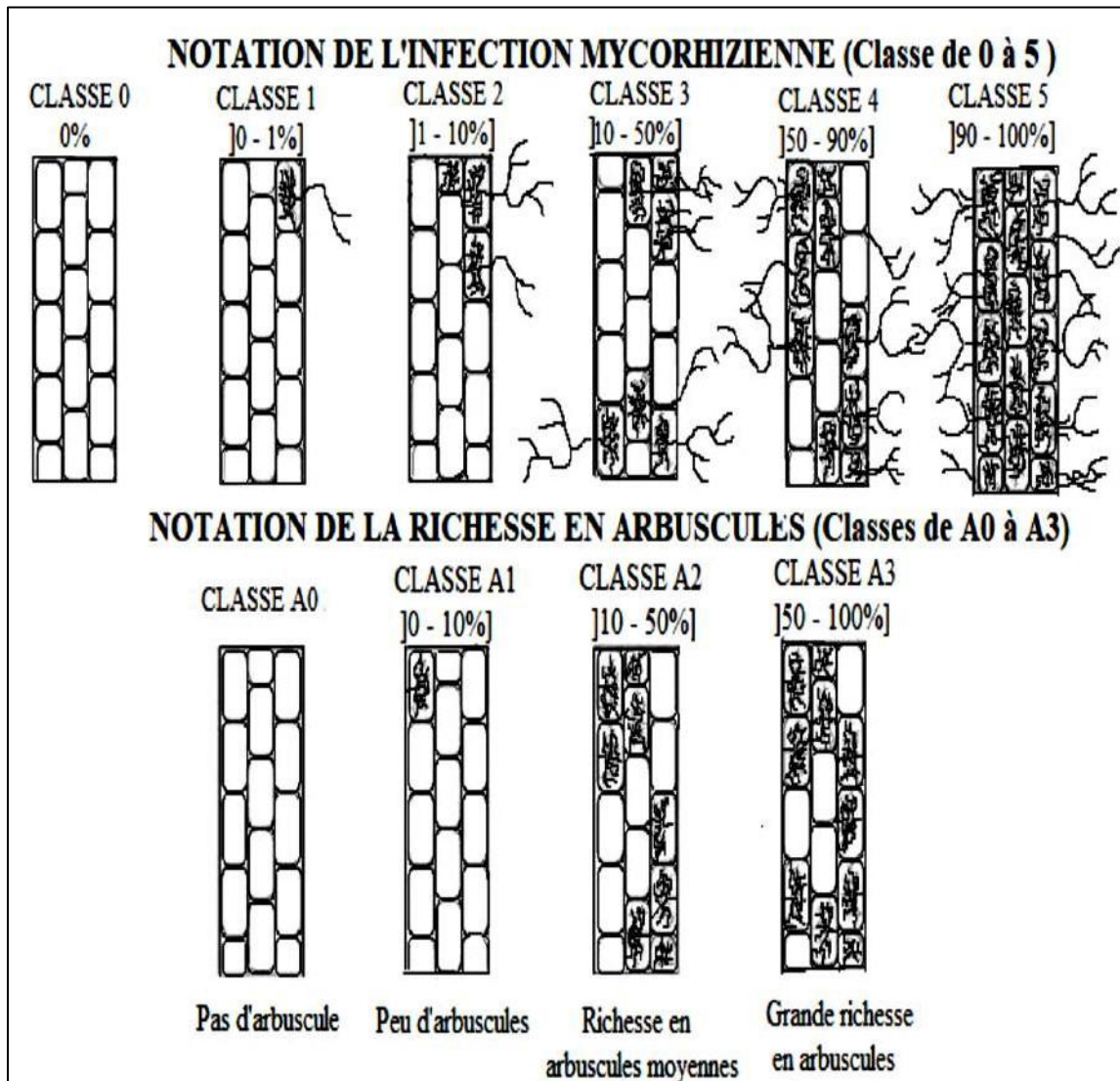
La mise en évidence de la colonisation endomycorhizienne dans les racines a été réalisée grâce à une adaptation de la technique de Phillips et Hayman (1970). Cette méthode repose sur trois étapes essentielles : l'éclaircissement des racines, la coloration des structures fongiques et, enfin, l'observation au microscope optique décrit précédemment.

### **5.1. Estimation de taux de mycorhization**

#### **5.1.1. La fréquence de mycorhization (F)**

$F\% = (\text{nombre de fragments mycorhizes} / \text{nombre total de fragments observés}) \times 100$

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



**Figure 12 :** Répartition en classes de la colonisation du cortex racinaire par les CMA et la présence d'arbuscules (Trouvelot *et al.*, 1986)

### 5.1.2. L'intensité de colonisation du cortex (M)

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

Ce paramètre traduit le mieux le degré de mycorhization.

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

**n5**= nombre de fragments mycorhizes notés 5.

**n4**= nombre de fragments notés 4.

**n3**= nombre de fragments notés 3

**n2**= nombre de fragments notés 2.

**n1** = nombre de fragments notés 1.

### 5.1.3. La richesse arbusculaire de la partie mycorhizés (a%)

$$a\% = (100m_{A3}+50m_{A2}+10m_{A1})/100$$

$m_{A3}$ ,  $m_{A2}$ ,  $m_{A1}$  sont les % de  $m$  respectivement affectés des notes A3, A2, A1. Avec  $m_{A3} = ((95n_{5A3}+70n_{4A3}+30n_{3A3}+5n_{2A3}+n_{1A3})/\text{nombre de fragments mycorhizes}) \times 100/m$ , de même pour A2 et A1.

### 5.1.4. La richesse arbusculaire du système racinaire (A%)

Abondance d'arbuscules dans le système racinaire

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

## 6. Inoculation contrôlée des plantes

### 6.1. Stérilisation du sol

La stérilisation a été effectuée à l'autoclave, en deux cycles de 1 heure à 121°C, avec un intervalle de 24 heures entre chaque stérilisation.

### 6.2. Préparation des inocula (les bios stimulants)

- Les échantillons d'*Ulva lactuca* ont été séchés à 45 °C pendant 24 heures, Une fois séchées, elles sont broyées en poudre pour faciliter leur utilisation comme biostimulant végétal.

- Les racines de *Sorghum bicolor* plante hyper-mycohétérope ont été coupées en fragments de 0.5 à 1 cm de longueur pour utilisés comme inoculum fongique après la vérification de la mycorhization (fréquence de mycorhization).

### 6.3. Germination des graines

#### 6.3.1. Préparation de l'eau gélosée

L'eau gélosée a été préparée en dissolvant 18 g d'agar dans 1 L d'eau distillée sur une plaque chauffante avec agitation douce pour assurer une dissolution homogène. Une fois l'agar complètement dissous, le mélange a été stérilisé à l'autoclave (120°C pendant 1h).

Après stérilisation, l'eau gélosée a été coulée dans des boîtes de Pétri stériles devant un bec Bunsen pour maintenir des conditions aseptiques. Une fois solidifiée, elle a servi de support à la germination des graines.

### 6.3.2. Désinfection des graines

Les graines de pois chiche (*Cicer arietinum L*) et de lentille (*Lens culinaris*) ont été désinfectées en les immergeant dans une solution d'eau de Javel pendant 10 secondes, puis rincées 10 fois à l'eau distillée stérile afin d'éliminer tout résidu de désinfectant.

### 6.3.3. Mise en germination

Après désinfection, les graines ont été déposées sur l'eau gélosée solidifiée dans les boîtes de Pétri, à raison de 10 graines par boîte. Les boîtes ont ensuite été incubées à température ambiante dans des conditions aseptiques pour favoriser la germination.

## 6.4. Détermination du taux de germination

C'est le pourcentage de germination maximale ou taux de germination maximale, obtenu dans les conditions choisies par l'expérimentateur, il dépend des conditions de germination.

$$\text{Taux de germination}(\%) = \frac{\text{Nombre des grains germés}}{\text{Nombre des grains semés}} \times 100$$

## 6.5. Préparation des pots et inoculation

Chaque pot a été préparé en incorporant 400 g de sol sableux stérile. Quatre conditions expérimentales ont été mises en place, avec quatre pots pour chaque condition.

- **Condition 1** : Les graines de *Cicer arietinum* (pois chiche) et *Lens culinaris* (lentille) ont été semées sans aucune inoculation(témoin),
- **Condition 2** : 1 g de racines de *Sorghum bicolor* a été ajouté aux graines de pois chiche et lentille,
- **Condition 3** : 1 g de la poudre d'algues a été incorporée aux graines,
- **Condition 4** : Une inoculation mixte sont réalisée 0.5g de mycorhizes (racines de *Sorghum bicolor*) et de 0.5g de la poudre d'algues a été introduite avec les graines.

## **7. Paramètres étudiés**

### **7.1. Les paramètres biologiques (Taux de Mycorhization)**

Le taux de mycorhization (fréquence, l'intensité et pourcentage des arbuscules) a été déterminé comme précédemment décrit (Estimation de taux de mycorhization (page 31)) pour évaluer l'efficacité de la colonisation mycorhizienne dans les racines des plants.

### **7.2. Les paramètres biométriques**

#### **7.2.1. Hauteur de la Partie Aérienne et la Longueur des Racines**

La hauteur de la partie aérienne a été mesurée du collet à l'extrémité de la tige principale. La longueur des parties souterraines a été mesurée du collet à l'extrémité des racines.

#### **7.2.2. Poids Frais des Racines et des Tiges**

La biomasse fraîche des racines et tiges est déterminée par la pesée des échantillons et la biomasse sèche des plantes effectuée après passage à l'étuve à 60°C pendant trois jours.

## **8. Etude statistique**

Les résultats sont soumis à une analyse de variance multivariée (MANOVA) au seuil de risque de 5 % et les moyennes sont comparées par le test de Tukey avec le logiciel Statistica 7.1. Les coefficients de corrélation sont calculés entre toutes les variables.

Une ACP (Analyse en Composantes Principales) a été effectuée afin de dégager et d'explorer les liaisons entre les traitements et les relations entre les différents paramètres étudiés.

## *Résultat et discussions*



## I. Résultats

### 1. Analyse physicochimique du sol

Les résultats des caractéristiques physico-chimiques du sol *sorghum bicolor L* sont présentés dans le Tableau 04.

#### 1.1. L'analyse granulométrique

L'analyse granulométrique du sol étudié prélevés à Chaabat Elham, Ain Témouchent, ainsi que leur représentation sur le triangle des textures du sol (Annexe 1), montrent qu'il s'agit de sols à texture argileuse, avec une teneur en argile de 46 %, suivie par le sable à 30 % et de limons à 24 %.

#### 1.2. pH

Le pH du sol est un indice clé pour évaluer la qualité de la fertilité du sol et joue un rôle important dans le cycle biogéochimique. Il est étroitement lié au niveau de fertilité du sol, à l'activité des micro-organismes et de la faune, ainsi qu'à la formation d'humus. De plus il influence direct sur la forme et l'efficacité des nutriments du sol (Yao *et al.*, 2025).

La valeur du pH du sol analysé est de 7,72 (Tableau 04). Ce qui classe le sol comme légèrement alcalin.

#### 1.3. Matière organique

La matière organique du sol est liée à son rôle potentiel dans l'amélioration de la qualité des sols et la séquestration du carbone (Murindangabo *et al.*, 2023).

Le résultat de sol de *Sorghum bicolor L* montrent un taux de matière organique de 0,83% (Tableau 04). Ce qui indique que le sol est pauvre en matière organique

#### 1.4. Carbone

Le Carbone, source d'énergie pour les organismes vivants, est le premier constituant des matières organique de sol et représente environ 50 à 60% de la masse de MOS sèche (Samson *et al.*, 2023).

Le sol analysé présente une faible teneur en carbone, ce qui indique qu'il est pauvre en matière organique (Tableau 04).

### 1.5. L'azote

La teneur en azote dans le sol de l'espèce étudiée est de 0,291 % (Tableau 04), ce qui révèle que notre sol est très riche en azote.

### 1.6. Le phosphore assimilable

Le sol étudié se caractérise par une moyenne teneur en phosphore assimilable.

**Tableau 04** : Caractéristiques physico-chimiques du sol *Sorghum bicolor* L de la région de Chaabat Elham, Ain Témouchent.

Paramètres		
Granulométrie (%)	Argile	46
	Sable	30
	Limon	24
pH		7.72
Matière Organique (%)		0.82
Carbone (%)		0.47
Azote total (%)		0.291
Phosphore assimilable		19.7

## 2. Potentiel infectieux mycorhizogène du sol (PIM)

Le Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM50) d'un sol représente sa richesse en propagules susceptibles d'initier chez les plantes la formation d'associations mycorhiziennes en caractérisant la quantité de sol non stérilisé nécessaire pour mycorhizer 50% d'une population de plante (Plenchette *et al.*, 1989).

Le PIM d'un sol caractérise non seulement la population de champignons mycorhiziens présents dans le sol sous forme de spores, de mycélium et de fragments racinaires mycorhizés, mais aussi le fait que cette population est apte à former des mycorhizes dans les conditions de sol pauvre. Après deux semaines de culture du maïs (Figure 13),

L'observation microscopique des racines après la coloration de **Phillips et Hayman (1970)** montre la présence des différentes structures fongiques (hyphes, vésicules et arbuscules) (Figure 14).

Le PIM<sub>50</sub> du sol de la région de Chaabat El Ham, dans la wilaya d'Aïn Témouchent, pour *Sorghum bicolor* L, est estimé à  $7,64 \pm 0,637$  ce qui représente une valeur faible (Tableau 05). Cette valeur correspond à la quantité de sol non désinfecté requise pour mycorhizer 50 % des plantes.



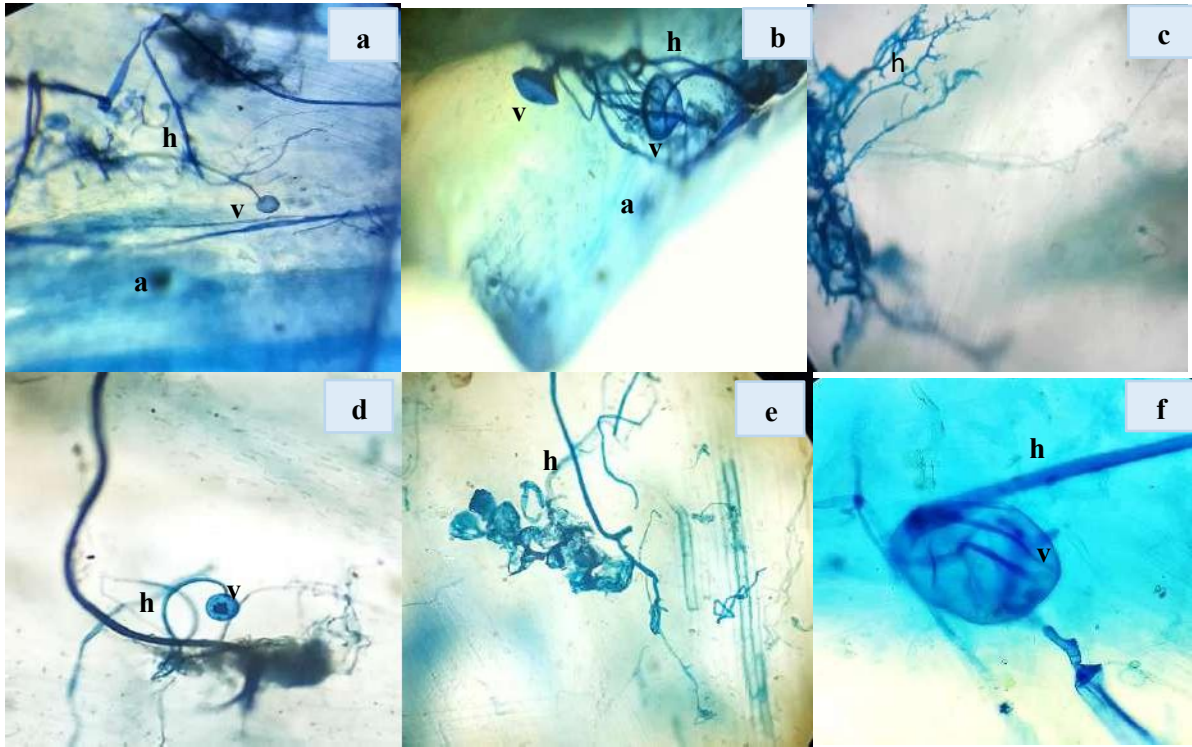
**Figure 13** : Les plantules de maïs après 15 jours de croissance dans des sols aux différentes dilutions.

**Tableau 05** : Détermination du PIM<sub>50</sub> des sols prélevés sous nom d'espèce végétale *sorghum bicolor* L.

	R <sup>2</sup>	PIM <sub>50</sub>
Sol de l'espèce <i>sorghum bicolor</i> L	0.5216	$7,64 \pm 0,637$

**PIM<sub>50</sub>** : Potentiel Infectieux Mycorhizogène.

**R<sup>2</sup>** : Le coefficient de corrélation.



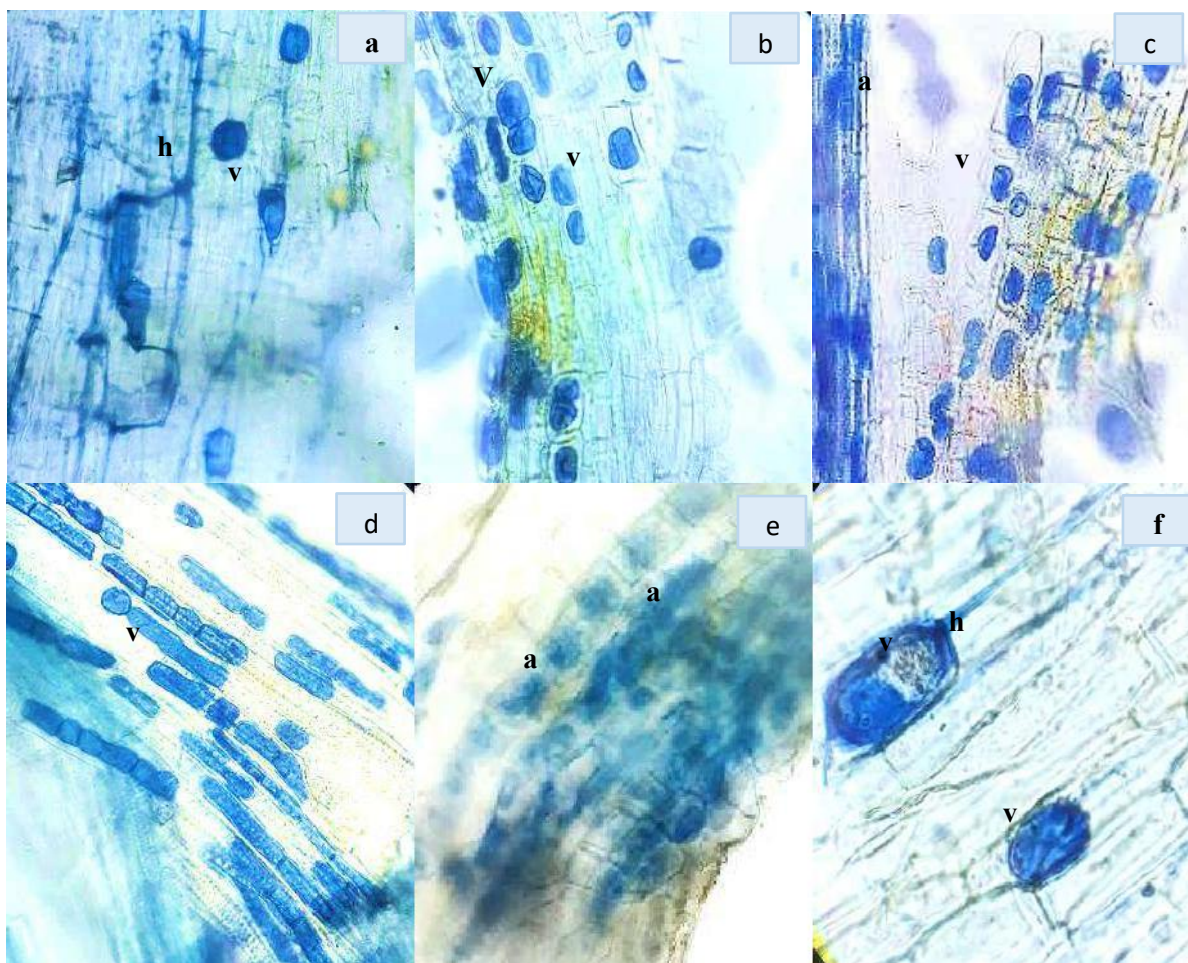
**Figure 14** : Les structures endomycorhiziennes dans les racines de la plante piège le maïs après 15 jours de croissance. (A : Arbuscule ; h : hyphe ; v : vésicule,). Gr×10 et Gr×40.

### 3. Mise en évidence de la colonisation racinaire MA de *sorghum bicolor L*

#### 3.1. Estimation de taux de mycorhization

L'examen microscopique des racines de *Sorghum bicolor 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 15)

En outre, la colonisation mycorhizienne arbusculaire (MA) se traduit par une fréquence élevée de mycorhization (F%), atteignant 83%.donc on peut utiliser comme inoculum fongique.



**Figure 15 :** Structures endomycorhiziennes observées dans les racines de *Sorghum bicolor* L de la région de Chaâbat El Ham (Aïn Témouchent), a : arbuscule ; h : hyphe ; v : vésicule.

Grossissements :  $\times 40$  et  $\times 100$ .

#### 4. Germination des graines de *Cicer arietinum* L et de *lens culinaris* Medik

La germination des graines est une étape importante du cycle de vie d'une plante. Elle commence par l'absorption d'eau par la graine sèche quiescente et se termine par l'émersion des racicules à travers les couches de couverture de la graine (Farghaly *et al.*, 2022)

La figure 16 ci-dessous, illustre la germination des graines, *Cicer arietinum* L. et *Lens culinaris* Medik après sept jours de semis.

Les deux espèces, ont montré un taux de germination élevé. En effet, 99,75 % des graines ont germé avec succès, témoignant d'un excellent pouvoir germinatif dans les conditions expérimentales utilisées (Figure 17).



Figure 16 : Germination des graines ; a : *Cicer arietinum* L. ; b : *Lens culinaris* Medik

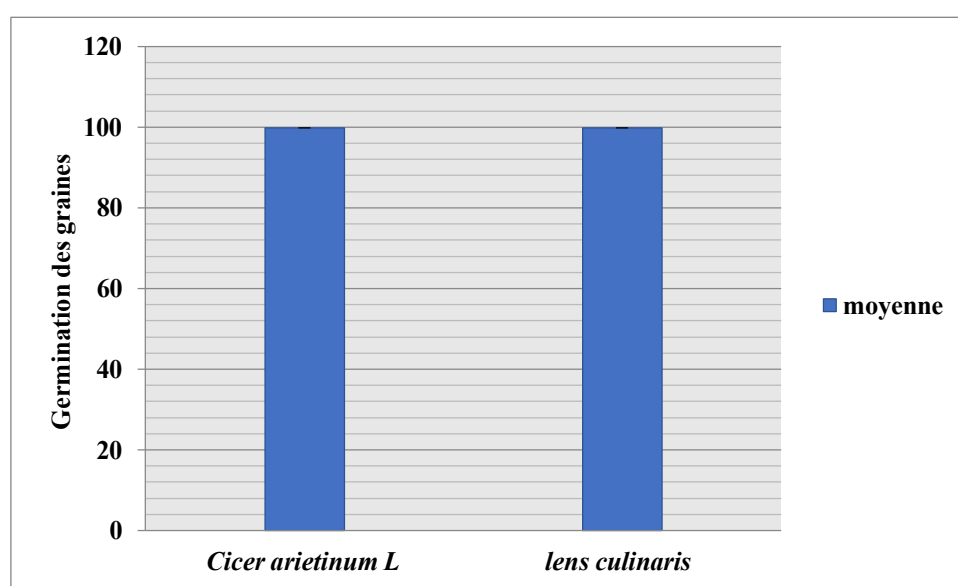


Figure 17 : Pourcentage de germination des graines de *Cicer arietinum* L. et de *lens culinaris* Medik après 5 jours de culture.

### 5. Effet des biostimulants sur les paramètres de croissance de *Cicer arietinum* L. et *Lens culinaris*

Après 60 jours de culture (Figures 18 et 19), la croissance de des deux légumineuses *Cicer arietinum* L. et de *lens culinaris* inoculés par différentes biofertilisants est améliorée par rapport au témoin.



**Figure 18 :** Aspect des plantes de *Cicer arietinum* L. après 60 jours de croissance.

a : témoin ; b : inoculées avec racines mycorhizées ; c : inoculées avec poudre d'algue ; d : traitement mixte (racines mycorhizées avec poudre d'algue).



**Figure 19 :** Aspect des plantes de *Lens culinaris* après 60 jours de croissance.

a : témoin ; b : inoculées avec racines mycorhizées ; c : inoculées avec poudre d'algue ; d : traitement mixte (racines mycorhizées avec poudre d'algue).

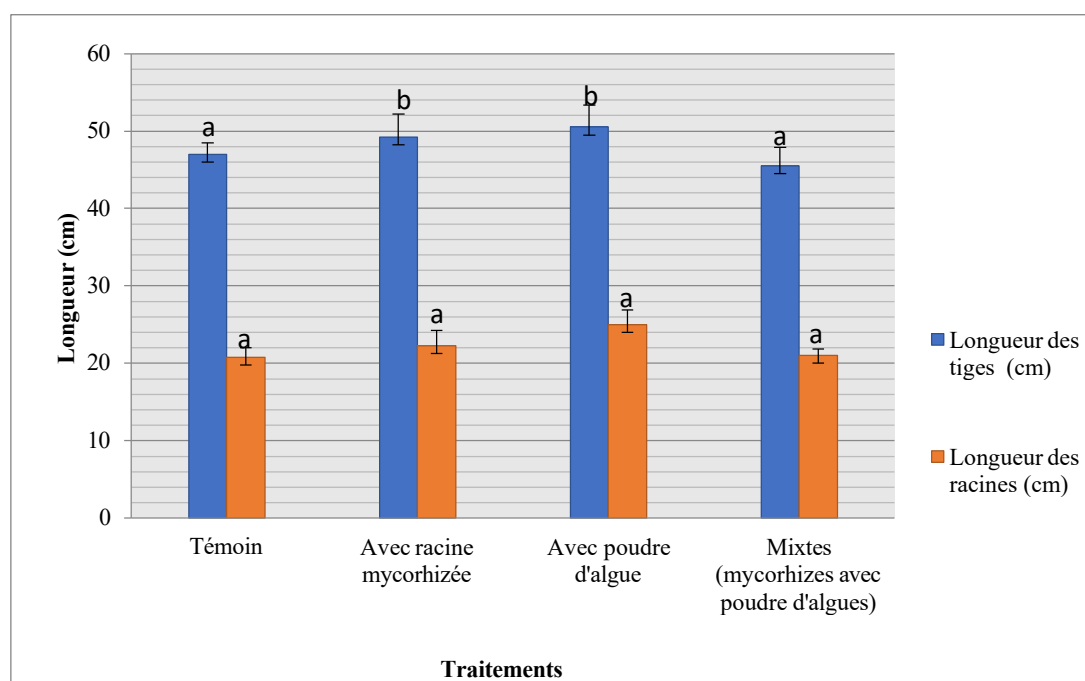
### 5.1. Effet des biostimulants sur la longueur des tiges et racines de *Cicer arietinum*

La mise en culture des plantes de *Cicer arietinum* sur sable stérile contenant des biostimulants favorisent la croissance de ces plantes (Figure 18). Ainsi la hauteur de la tige principale et la longueur de la racine principale sont augmentées en présence de ces biofertilisants (les racines mycorhizées de sorgho, la poudre d'algues, ainsi que par une combinaison des deux (inoculation mixte)) (Figure 20).

Au cours des semaines d'expérimentation, le traitement à base de poudre d'algues s'est révélé le plus efficace pour améliorer la longueur des plants avec 50,5 cm, suivi du

traitement mycorhizien (49,25 cm), du témoin (47 cm), puis du traitement mixte (45,5 cm) (Figure 20).

L'analyse de la longueur des racines montre que le traitement à base de poudre d'algues a favorisé la meilleure croissance racinaire, avec une longueur moyenne de 25 cm. Le traitement mycorhizien a également stimulé le développement des racines, atteignant 22,3 cm en comparaison avec le témoin qui est 20,75 cm, suivi du traitement mixte avec 21 cm (Figure 20).



Les données dans la même colonne suivies par la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Tukey  $p < 0,05$

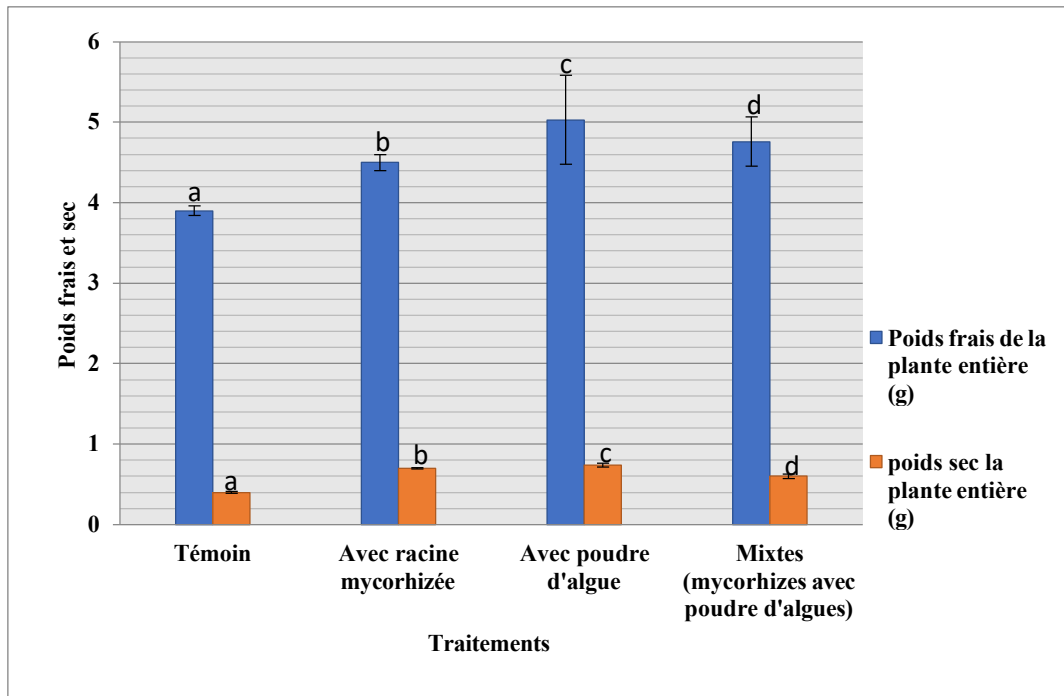
**Figure 20 :** Effet de différents traitements sur la croissance de *Cicer arietinum* L.

## 5.2. Effet des biostimulants sur le poids frais et le poids sec de *Cicer arietinum*

La différence du développement des parties aérienne et racinaire est corrélée à la production de la matière végétale sèche (Figure 21).

L'analyse du poids frais des plantes entières montre que le traitement à base de poudre d'algues enregistre la masse la plus élevée (5,3 g), significativement améliorée comparé au traitement mixte (4,76 g), puis du traitement avec mycorhizes (4,5 g). Le témoin présente la masse la plus faible, avec (3,9 g). L'analyse du poids sec montre que le traitement à base de poudre d'algues a permis d'obtenir la biomasse sèche la plus élevée (0,74 g), comparé au

témoin (0,40 g). Il est suivi par le traitement mycorhizien (0,70 g) et le traitement mixte (0,60 g).



Les données dans la même colonne suivies par la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Tukey  $p < 0,05$

**Figure 21** : Effet de différents traitements (biostimulants) sur le poids frais et sec des plantes *Cicer arietinum*

## 6. Mise en évidence de la colonisation racinaire par les mycorhizes arbusculaires (MA) chez *Cicer arietinum* L. et *Lens culinaris*.

### 6.1. Estimation de taux de mycorhization

L'examen microscopique des racines de *Cicer arietinum* et *Lens culinaris*, traitées selon la méthode de **Phillips et Hayman (1970)** et colorées au bleu de trypan, révèle la présence de différentes structures caractéristiques des champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA), telles que des hyphes, des vésicules et des arbuscules.

Aucune colonisation par les mycorhizes arbusculaires n'a été observée ni dans les témoins ni dans les plants inoculés avec la poudre d'algues. Cela indique que la stérilisation du sol a été efficace.

### 6.1.1 Fréquence de la mycorhization (F%)

Les résultats obtenus après l'étude microscopique des racines de *Cicer arietinum* L montrent que la fréquence de mycorhization est de 80% dans le cas des plantes traitées par les racines mycorhizés du sorgho, significativement plus élevé comparé au traitement mixte qui présente 53% cette diminution est expliqué par la quantité d'inoculum utilisée. Par ailleurs, aucune colonisation par les mycorhizes arbusculaires n'a été relevée dans les témoins et dans les plants inoculés avec la poudre d'algues.

La figure 22 présente les pourcentages de fréquence de colonisation de *Lens culinaris*. L'inoculation par les mycorhizes montre un taux de colonisation de 75,75 %, tandis que celles soumises à un traitement mixte présente une fréquence de mycorhization 53,33 %.

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

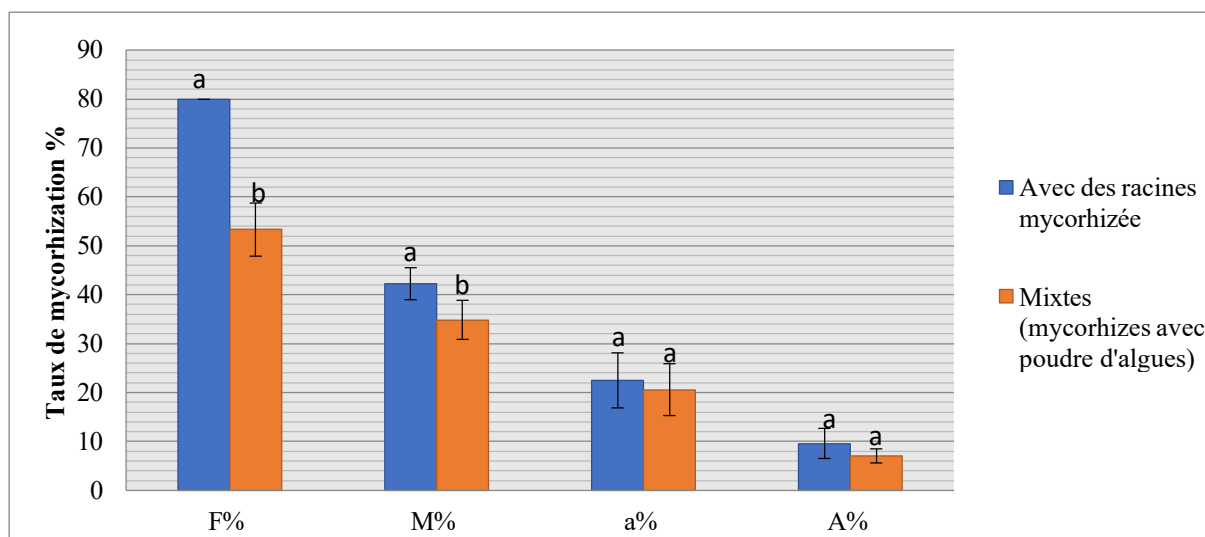
La figure 22 montre que le cortex du système racinaire de *Cicer arietinum* présente une colonisation de 42,25 % chez les racines mycorhizées, et 34,83 % pour celles soumises au traitement mixte.

Pour *Lens culinaris*, l'analyse révèle une colonisation du cortex racinaire de 44,78 % chez les plantes mycorhizées, tandis que celle des plants soumis au traitement mixte est de 25,23 % (Figure 23).

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

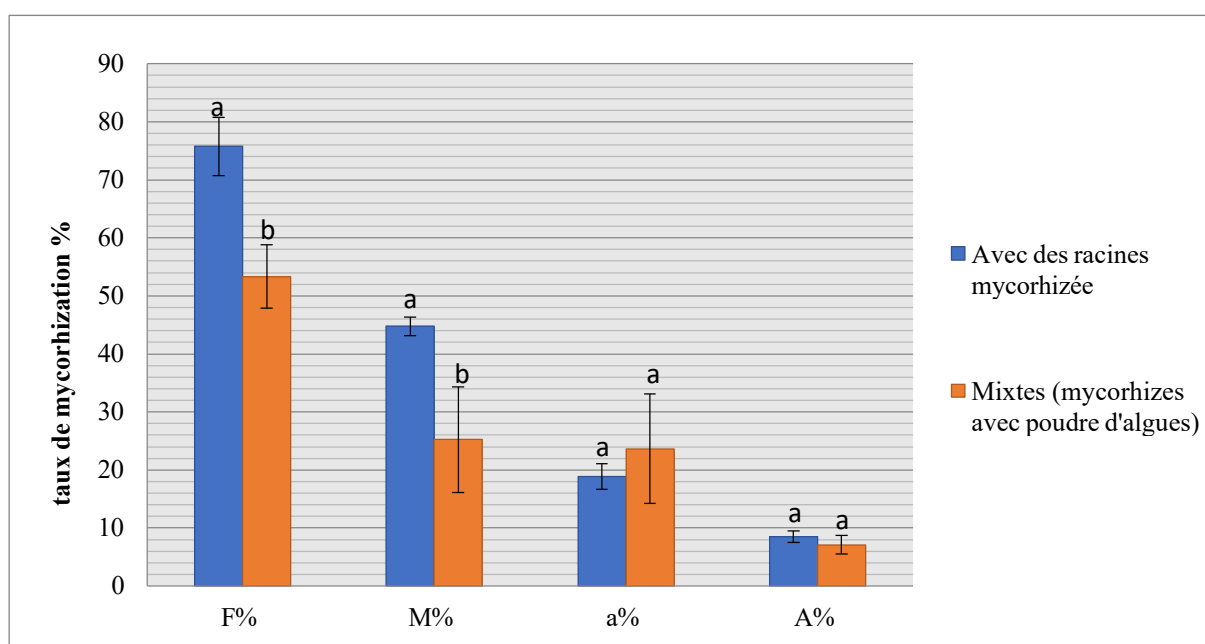
L'abondance des arbuscules dans le cas de *Cicer arietinum* inoculé par les mycorhizes est de 9.58% et pour celles traitées par inoculation mixte présente 7.015%. (Figure 22).

Les taux de l'abondance arbusculaire dans le cas de *Lens culinaris* Pour les deux traitements (inoculation mycorhizienne et mixte) sont 8.5% et 23.67% respectivement. (Figure 23).



Les données dans la même colonne suivies par la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Tukey  $p < 0,05$

**Figure 22 :** Pourcentage d'infection racinaire de *Cicer arietinum* L. **F%** : Fréquence de mycorrhization. **M%**: Intensité de colonisation dans le système racinaires. **A%**: La richesse arbusculaire des fragments mycorhizés.

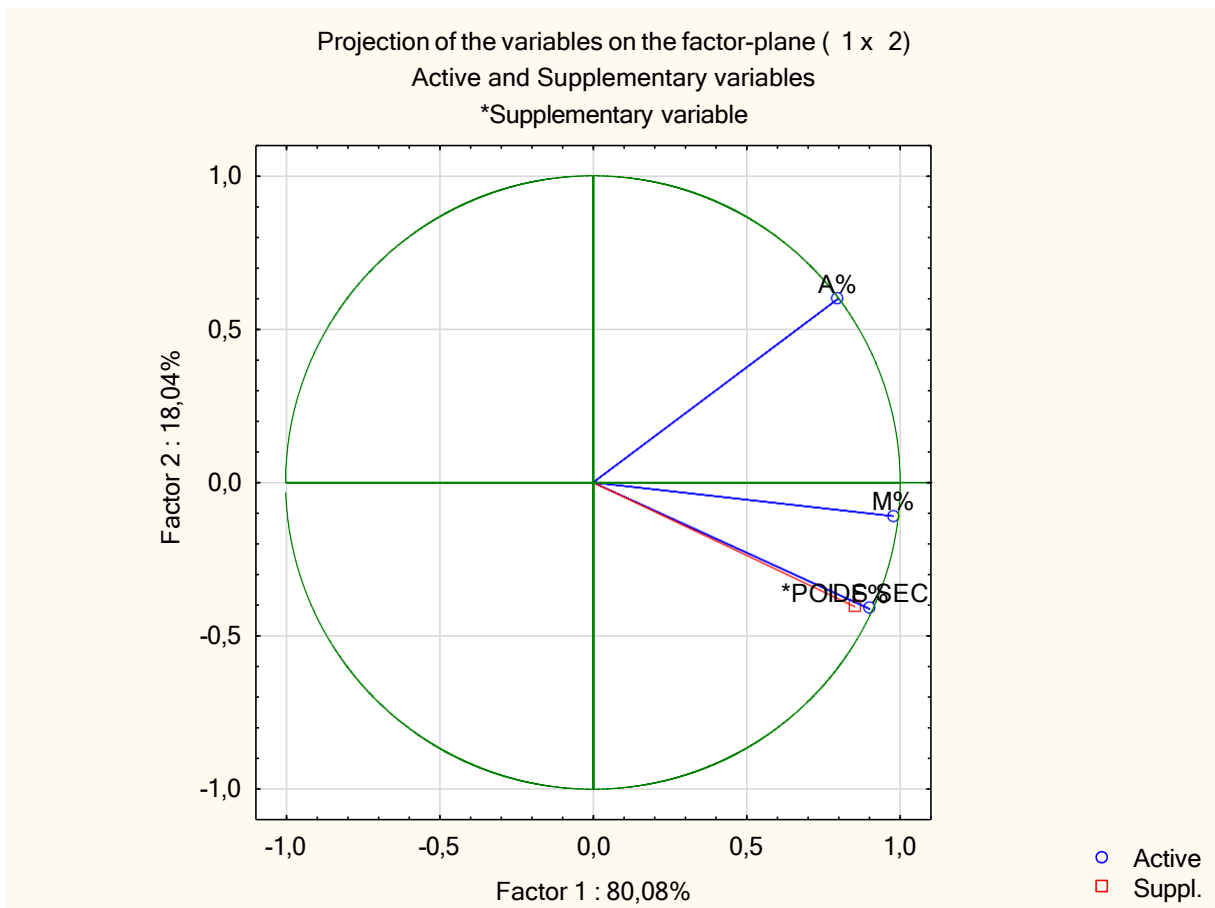


Les données dans la même colonne suivies par la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Tukey  $p < 0,05$

**Figure 23 :** Pourcentage d'infection racinaire de *Lens culinaris*. **F%** : Fréquence de mycorrhization. **M%**: Intensité de colonisation dans le système racinaires. **A%**: La richesse arbusculaire des fragments mycorhizés.

## 7. Analyse en Composantes Principales (ACP) (Relations entre Les différents paramètres physicochimiques et microbiologiques du sol)

La figure 24 montre la projection sur le plan factoriel (F1xF2) des données sur les paramètres étudiés de l'espèce végétale *Cicer arietinum L*



**Figure 24** : Analyse en composantes principales entre les paramètres de mycorhizations et biométriques de *Cicer arietinum L*.

L'analyse en composante principale (ACP) a permis de représenter graphiquement la relation entre les différents paramètres de mycorhizations et biométriques de *Cicer arietinum L*. Les deux axes décrivent 98,12% de la variation totale. Le premier axe exprime le plus important pourcentage de la variation (80,08%). Il a rassemblé la fréquence de mycorhization, l'intensité, pourcentage des arbuscule, poids sec et poids frais qui sont corrélées positivement avec des coefficients de corrélation significatifs qui varient respectivement de 0,69 à 0,91.

## II. Discussion

Les résultats de nos analyses physico-chimiques du sol associé à *Sorghum bicolor* L soumis à l'influence des associations symbiotiques avec les endomycorhizes, sont en accord avec plusieurs travaux ayant mis en évidence les effets bénéfiques de ces symbioses (**Wang et al., 2019 ; Kamali et Mehraban, 2020 ; Sagnon et al., 2023**).

Notre étude indique que le sol prélevé dans la rhizosphère de *Sorghum bicolor* L dans la région de Chaabat El Ham est de texture argileuse. Un sol argileux est généralement lourd et peu perméable à l'eau et à l'air. Présente des similitudes avec le sol de *Sorghum bicolor* analysé par **Pontieri et al. (2024)** à San Bartolomeo in Galdo, en Italie.

Le sol prélevé présente un pH légèrement alcalin avec une valeur de 7,72 conformément au Guide explicatif de description des sols (**Bossé et al., 2022**). Notre résultat est également cohérent avec celle de **Tasie et Gebreyes (2020)**, qui ont rapporté des valeurs similaires dans leur étude portant sur différentes variétés de sorgho en Éthiopie. Et aussi avec ce qui a été obtenu par **Mandrone et al. (2021)** dans la région d'Émilie-Romagne, en Italie. Par ailleurs, des résultats comparables ont été obtenus par **Zhang et al. (2024)** dans la province du Shanxi en Chine, ce qui suggère que ce type de pH pourrait être caractéristique des sols abritant *Sorghum bicolor* dans divers contextes géographiques.

La disponibilité de l'azote (N) est un facteur déterminant dans le développement des plantes (**Chen et al., 2015**). Le sol analysé présente une teneur élevée en azote, estimée à 0,291 %. Cette richesse en azote est cohérente avec les recherches menées par **Zhang et al. (2019)**, qui ont montré que Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) rendent l'azote plus disponible et contribuent à l'enrichissement du sol en azote.

Le sol étudié présente une moyenne teneur en phosphore assimilable, Cela est dû au fait que les CMA permettent de mobiliser ce phosphore et de le rendre plus disponible pour la plante hôte. (**Malonda et al., 2019**). Certaines espèces végétales, comme le sorgho, ont développé des mécanismes morphologiques et physiologiques spécifiques favorisant une meilleure acquisition du phosphore (**Barros et al., 2020**).

La matière organique du sol est l'un des composants clés du sol qui affecte la santé, la productivité et les services écosystémiques du sol (**Maignien, 1980 ; Siebielec et al., 2023**) ainsi que sa fertilisation (**Liu et al., 2021**). Elle est constituée de biomasse vivante, de micro-

organismes, ainsi que de résidus végétaux et animaux à différents degrés de décomposition. Notre sol est faible en matière organique.

Le Potentiel Infectieux Mycorhizogène (PIM) d'un sol représente la diversité et l'abondance des propagules fongiques infectieuses présentes dans ce sol sous forme de spores, de mycélium et de fragments de racines portant des structures mycorhiziennes (Plenchette *et al.*, 1989).

Les champignons mycorhiziens sont des composantes ubiquistes des écosystèmes mondiaux et sont généralement considérés comme des facteurs essentiels à la durabilité des systèmes sol-végétation (Benelhadj Djelloul *et al.*, 2016), favorisant la croissance des plantes en améliorant l'exploitation du sol (Oliveira *et al.*, 2025) et en facilitant l'acquisition de l'eau et des nutriments (Miyauchi *et al.*, 2020).

Le PIM<sub>50</sub> du sol *Sorghum bicolor* L. est estimé à 7,64 ce qui indique un potentiel de mycorhization élevé. En effet, les sorghos sont considérés comme des plantes mycotrophes (Watts-Williams *et al.*, 2021) qui ont, par conséquent, la capacité de promouvoir la multiplication des symbiotes fongiques et d'améliorer ainsi le PIM du sol (Duponnois *et al.*, 2013).

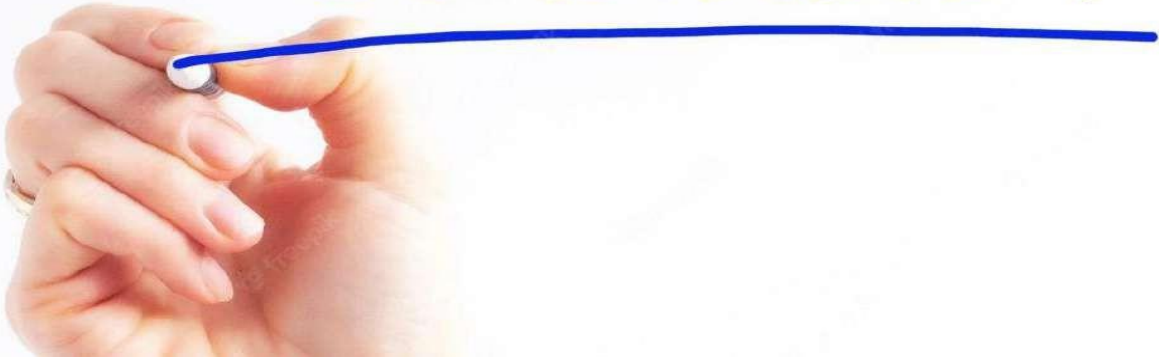
L'étude microscopique des racines de *Sorghum bicolor* L., prélevées à Chaâbat El Ham, dans la région de Aïn Témouchent, révèle la présence de différentes structures mycorhiziennes, telles que les arbuscules, les vésicules et les hyphes. Les résultats indiquent une fréquence de mycorhization de 83 % ce qui est en accord avec Wang *et al.* (2019), selon lesquelles cette espèce est généralement facilement colonisée par ces symbiotes.

Il semble que le terme biostimulant ait été inventé pour désigner les substances qui favorisent la croissance des plantes. Parmi celles-ci, l'utilisation des algues contribue activement à stimuler cette croissance et à améliorer la qualité des plantes (Prisa et Spagnuolo, 2022). L'évaluation des variables morphologiques est importante pour comprendre la croissance et le développement des cultures car elles sont liées au rendement et à la qualité des plantes (Smith *et al.*, 2018). Des variables telles que le poids de la plante, le poids frais et sec des racines, et la hauteur de la plante facilitent l'allocation de la biomasse et l'utilisation des ressources des cultures, qui sont des facteurs directement liés à la productivité et à la qualité des cultures (Ramos *et al.*, 2025).

Dans notre étude, le traitement à base d'*Ulva lactuca* a entraîné une augmentation significative du poids sec des racines et des tiges, ainsi que de la hauteur des plantes de *Cicer arietinum* L par rapport au témoin. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par **El-Naggar *et al.* (2005)**, qui a observé une amélioration similaire des paramètres de croissance chez *Vicia faba* suite à l'application d'extraits aqueux d'*Ulva lactuca*. De même, **Kalaivani *et al.* (2023)** ont démontré que l'engrais liquide formulé à partir d'*Ulva lactuca* agit comme un biostimulant efficace, favorisant la croissance et la productivité du haricot mungo (*Vigna radiata*).

Dans la présente étude, le succès de la colonisation des racines du *Cicer arietinum* et du *Lens culinaris* par les CMA isolés de la rhizosphère du *Sorghum bicolor* L avec des taux de colonisation de 80 % pour le pois chiche et de 70,75 % pour la lentille, confirme l'absence de spécificité entre la plante hôte et le partenaire fongique (**Mosse *et al.*, 1981**). Un champignon endomycorhizien peut donc s'associer à plusieurs plantes, et une même plante peut être infectée par plusieurs espèces de CMA (**Akiyama, 2007**).

Conclusion



## Conclusion

Le but de ce travail est d'évaluer l'effet de biostimulants naturels, les champignons mycorhiziens à arbuscules extraits de *Sorghum bicolor* L et l'algue *Ulva lactuca* sur la croissance de légumineuses alimentaires.

L'analyse physico-chimique des sols de *Sorghum bicolor* a révélé une texture argileuse, un pH légèrement alcalin, une richesse en azote ainsi qu'une teneur moyenne en phosphore assimilable qui est favorisée par l'activité des champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA). La colonisation racinaire, exprimée en taux de mycorhization, a dépassé 83 % pour cette espèce qui a été utilisée comme inoculum fongique.

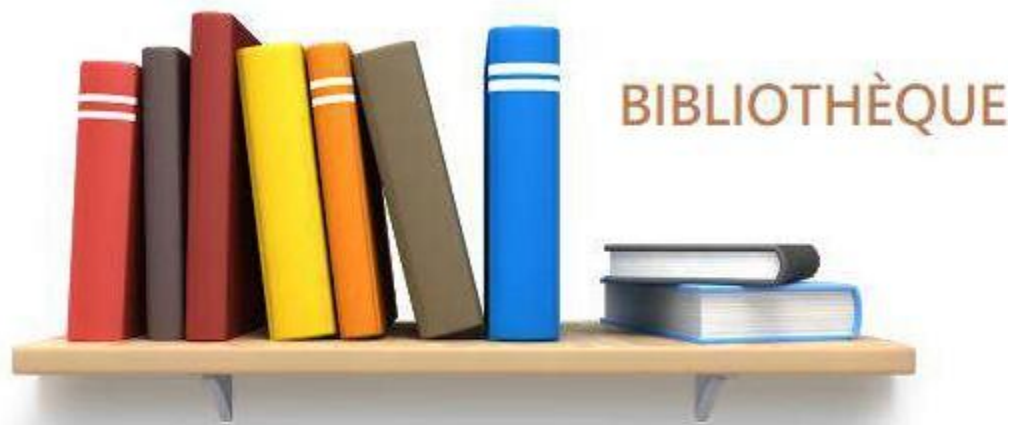
Les deux espèces de légumineuses testées ont montré une amélioration de leur croissance. Chez *Cicer arietinum*, le traitement à base d'algues a permis une meilleure croissance en hauteur et en poids. Le traitement avec racines mycorhizées a favorisé la colonisation racinaire. L'étude du taux de mycorhization et les mesures biométriques ont été renforcées par une analyse statistique, qui Il a rassemblé la fréquence de mycorhization, l'intensité, pourcentage des arbuscule, poids sec et poids frais qui sont corrélées positivement

Ces résultats confirment l'intérêt de l'utilisation de biostimulants naturels dans l'amélioration de la croissance des légumineuses, notamment en sol pauvre.

A la lumière des résultats obtenues il serait intéressant de :

- ❖ Tester l'efficacité de ces biostimulants dans des conditions agricoles réelles afin d'évaluer leur impact sur la croissance des plantes en situation de culture sur le terrain.
- ❖ Étudier la réponse des plantes aux biostimulants en conditions de stress abiotiques (sécheresse, salinité), afin d'évaluer leur capacité à améliorer la tolérance des cultures face aux contraintes environnementales.
- ❖ Identifier génétiquement les espèces de champignons CMA dominantes afin de sélectionner les plus efficaces pour une inoculation ciblée.

# Références bibliographiques



**Références bibliographiques**

Akiyama K., 2007-Chemical identification and functional analysis of apocarotenoids involved in the development of arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Bioscience biotechnology and Biochemistry*, 71 (6): 1405-1414.

Akiyama, K., Matsuzaki, K., and Hayashi, H (2005). Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature* 435,824–827.

Ambika, Hegde, V., Nimmy, M. S., Bharadwaj, C., Tripathi, S., Singh, R. K., & Kumar, R. (2021). Unraveling genetics of semi-determinacy and identification of markers for indeterminate stem growth habit in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Scientific Reports*, 11, 21837. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-01464-3>

Angiosperm Phylogeny Group III. (2009). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 161(2), 105–121.

Aslam, M., Khan, A.L., et al. (2021). Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) Enhance Growth and Nutrient Uptake in *Lens culinaris* Under Water Stress Conditions. *Agronomy*, 11(6), 1170. <https://doi.org/10.3390/agronomy11061170>

Bajpai, S., Shukla, P. S., Prithiviraj, B., Critchley, A. T., & Nivetha, N. (2024). Editorial: Development of next generation bio stimulants for sustainable agriculture. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1383749. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1383749>

Barros, V. A., Chandnani, R., de Sousa, S. M., Maciel, L. S., Tokizawa, M., Guimaraes, C. T., Magalhaes, J. V., & Kochian, L. V. (2020). Root adaptation via common genetic factors conditioning tolerance to multiple stresses for crops cultivated on acidic tropical soils. *Frontiers in Plant Science*, 11, 565339. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.565339>

Begum, N., Khan, Q. U., Liu, L. G., Li, W., Liu, D., & Haq, I. U. (2023). Nutritional composition, health benefits and bio-active compounds of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Frontiers in Nutrition*, 10, 1218468. ITGC Institut Technique des Grandes Cultures. (2018). La culture du pois chiche en Algérie. <https://doi.org/10.3389/fnut.2023.1218468>

Ben-Laouane, R., Baslam, M., Ait-El-Mokhtar, M., Anli, M., Boutasknit, A., Ait-Rahou, Y., Toubali, S., Mitsui, T., Oufdou, K., Wahbi, S., & Meddich, A. (2020). Potential of native arbuscular mycorrhizal fungi, rhizobia, and/or green compost as alfalfa (*Medicago sativa*) enhancers under salinity. *Microorganisms*, 8(11), 1695. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8111695>

Benelhadj Djelloul, S., Ighilhariz, Z., Boukhatem, Z. F., Duponnois, R., de Lajudie, P., & Bekki, A. (2016). Symbioses plante-sol : rôle dans la réhabilitation d'une sablière à Terga (Ouest de l'Algérie). *International Journal of Biosciences*, 9(1), 148–161. <https://innspub.net/plant-soil-symbioses-role-in-terga-west-of-algeria-sandpit-rehabilitation/>

Benzohra, E. I., Belaidi, H., Boumaaza, B., & Mégateli, M. (2020). Integrated disease management of grain legumes in Algeria and strategies of agricultural development: A review. *Agricultural Reviews*, 42(1), 93–98. <https://doi.org/10.18805/ag.R-158>

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>

Bhaskarla V., Zinta G., Ford R., Jain M., Varshney R.K., Mantri N. (2020). Comparative Root Transcriptomics Provide Insights into Drought Adaptation Strategies in Chickpea (*Cicer arietinum* L.). *International Journal of Molecular Sciences*, 21(5), 1781. <https://doi.org/10.3390/ijms21051781>

Bobate, S., Amarsheetiwar, S. B., Rathod, T. H., Moharil, M. P., Thorat, A. W., Hadole, S. S., & Ghodake, B. D. (2025). Influence of vesicular arbuscular mycorrhiza and moisture stress on yield and nutrient uptake in chickpea varieties. *International Journal of Advanced Biochemistry Research*, 9(5), 876–881. <https://www.doi.org/10.33545/26174693.2025.v9.i5k.4439>

Bonfante, P., & Genre, A (2010). Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*. 1, 48.

- Boscaro, R., Panozzo, A., Piotto, S., Moore, S. S., Barion, G., Wang, Y., & Vamerali, T. (2023). Effects of foliar-applied mixed mineral fertilizers and organic biostimulants on the growth and hybrid seed production of a male-sterile inbred maize line. *Plants*, 12(15), 2837. <https://doi.org/10.3390/plants12152837>
- Bossé, C., Grenon, L., Lapointe, M., Lemire, P.-L., & Boivin, C. (2022, février; mise à jour en novembre 2024). Guide explicatif : Fiches de descriptions et d'interprétation des séries de sols du Québec. Institut de recherche et de développement en agroenvironnement (IRDA). <https://irda.qc.ca/media/xcnhc0au/irda-descriptionsinterpr%C3%A9tationseriessolsqu%C3%A9bec-guide-octobre2024.pdf>
- Brundrett, M. C. (2002). Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*, 154(2), 275–304. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2002.00397.x>
- 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>
- Bucher M (2007). Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces, *New Phytol* 173: 11–26.
- Camiletti, O. F., & Grosso, N. R. (2023). Other uses of chickpea. In *Sustainable Food Science - A Comprehensive Approach* (pp. 241–265). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-823960-5.00016-0>
- Campos, P., Borie, F., Cornejo, P., López-Ráez, J. A., López-García, Á., & Seguel, A. (2018). Phosphorus acquisition efficiency related to root traits: Is mycorrhizal symbiosis a key factor to wheat and barley cropping? *Frontiers in Plant Science*, 9, 752. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00752>
- Candan, F., Markushin, Y., & Ozbay, G. (2022). Uptake and presence evaluation of nanoparticles in *Cicer arietinum* L. by infrared spectroscopy and machine learning techniques. *Plants (Basel)*, 11(12), 1569. <https://doi.org/10.3390/plants11121569>

Carrillo Aguilar, D. G., Hernández Ortega, H. A., Franco Ramírez, A., Vallejo Jiménez, B., Guzmán González, S., Manzo Sánchez, G., & Sánchez Rangel, J. C. (2021). Influencia de las propiedades edáficas en la abundancia de esporas y colonización de hongos micorrízicos arbusculares en banano en dos temporadas del año. *Scientia Fungorum*, 51, e1306. <https://doi.org/10.33885/sf.2021.51.1306>

Cesar, S. A., Hodge, A., Baker, A., & Baldwin, S. A. (2014). Phosphate concentration and arbuscular mycorrhizal colonisation influence the growth, yield and expression of twelve PHT1 family phosphate transporters in foxtail millet (*Setaria italica*). *PLoS ONE*, 9(9), e108459. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0108459>

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

Chen, D., Wang, S., Xiong, B., Cao, B., & Deng, X. (2015). Carbon/Nitrogen imbalance associated with drought-induced leaf senescence in *Sorghum bicolor*. *PLoS ONE*, 10(8), e0137026. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0137026>

Chen, L., Zhang, X., Li, Q., Yang, X., Huang, Y., Zhang, B., Ye, L., & Li, X. (2024). Phosphatases : Décoder le rôle des champignons mycorrhiziens dans la résistance des plantes aux maladies. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(17), 9491. <https://doi.org/10.3390/ijms25179491>

Chen, X., Chen, J., Liao, D., Ye, H., Li, C., Luo, Z., Yan, A., Zhao, Q., Xie, K., Li, Y., Wang, D., Chen, J., Chen, A., & Xu, G. (2021). Auxin-mediated regulation of arbuscular mycorrhizal symbiosis: A role of SIG3.4 in tomato. *Plant, Cell & Environment*, 45(2), 499–514. <https://doi.org/10.1111/pce.14210>

Cid-Gallegos, M. S., Sánchez-Chino, X. M., Álvarez-González, I., Madrigal-Bujaidar, E., Vásquez-Garzón, V. R., Baltiérrez-Hoyos, R., Villa-Treviño, S., Dávila-Ortíz, G., & Jiménez-Martínez, C. (2020). Modification of in vitro and in vivo antioxidant activity by

consumption of cooked chickpea in a colon cancer model. *Nutrients*, 12(9), 2572.

<https://doi.org/10.3390/nu12092572>

Comite, E., El-Nakhel, C., Rouphael, Y., Ventorino, V., Pepe, O., Borzacchiello, A., Vinale, F., Rigano, D., Staropoli, A., Lorito, M., & Woo, S. L. (2021). Bioformulations with beneficial microbial consortia, a bioactive compound and plant biopolymers modulate sweet basil productivity, photosynthetic activity and metabolites. *Pathogens*, 10(7), 870. <https://doi.org/10.3390/pathogens10070870>

Coughlan AP., Dalpé Y., Lapointe L., Piché Y., 2000- Changements induits par le pH du sol dans la colonisation racinaire, la diversité et la reproduction des champignons mycorhiziens arbusculaires symbiotiques provenant de forêts d'érables saines et en déclin. *Pouvez. J. Pour. Res*; 30 (10): 1543-1554

Crossay, T., Antheaume, C., Redecker, D., Bon, L., Chedri, N., Richert, C., Guentas, L., Cavaloc, Y., & Amir, H. (2017). New method for the identification of arbuscular mycorrhizal fungi by proteomic-based biotyping of spores using MALDI-TOF-MS. *Scientific Reports*, 7, 14306. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-14487-6>

Cubero, J.I. (1987). Morphology of the chickpea. In *The Chickpea*, M.C. Saxena, and K.B. Singh, eds. (Wallingford, UK: CAB International), pp. 35-66

De Giovanni, C., Pavan, S., Taranto, F., Di Rienzo, V., Miazzi, M. M., Marcotrigiano, A. R., Mangini, G., Montemurro, C., Ricciardi, L., & Lotti, C. (2016). Genetic variation of a global germplasm collection of chickpea (*Cicer arietinum* L.) including Italian accessions at risk of genetic erosion. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 23(1), 197–205. <https://doi.org/10.1007/s12298-016-0397-4>

de Bary HA. 1866. *Morphologie und Physiologie der Pilze, Flechten und Myxomyceten*. Leipzig, Ger. : W. Engelmann DOI : <https://doi.org/10.5962/bhl.title.120970>

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>

- Dhull, S. B., Kinabo, J., & Uebersax, M. A. (2023). Nutrient profile and effect of processing methods on the composition and functional properties of lentils (*Lens culinaris* Medik): A review. *Legume Science*, 5(1), e156. <https://doi.org/10.1002/leg3.156>
- Diagne, N., Ngom, M., Djighaly, P. I., Fall, D., Hocher, V., & Svistoonoff, S. (2020). Roles of arbuscular mycorrhizal fungi on plant growth and performance: Importance in biotic and abiotic stressed regulation. *Diversity*, 12(10), 370. <https://doi.org/10.3390/d12100370>
- Didinger, C., & Thompson, H. J. (2021). Defining nutritional and functional niches of legumes: A call for clarity to distinguish a future role for pulses in the Dietary Guidelines for Americans. *Nutrients*, 13(4), 1100. <https://doi.org/10.3390/nu13041100>
- Duponnois, R., Sanon, A., Hafidi, M., & Ndoye, I. (2013). Généralités sur la symbiose mycorhizienne. In R. Duponnois, M. Hafidi, I. Ndoye, H. Ramanankierana, & A. M. Bâ (Éds.), *Des champignons symbiotiques contre la désertification : écosystèmes méditerranéens, tropicaux et insulaires* (pp. 19–32). Institut de Recherche pour le Développement (IRD). [https://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins\\_textes/divers15-04/010061525.pdf](https://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/divers15-04/010061525.pdf)
- El-Naggar, A. H., Osman, M. E. H., El-Sheekh, M. M., & Gheda, S. F. (2005). Influence of the aqueous extracts of *Ulva lactuca* and *Chlorella kessleri* on growth and yield of *Vicia faba*. *Algological Studies*, 116, 111–125. Stuttgart : E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung.
- Erskine, W., & Sarker, A. (2004). *Lentil evolution and adaptation*. ICARDA Publications.
- Erskine, W., Muehlbauer, F. J., Sarker, A., & Sharma, B. (2009). *The Lentil: Botany, Production and Uses*. CABI Publishing. FAO. (2021). *Lentils: Cultivation and Uses*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.

Farzaneh, M., Vierheilig, H., Lössl, A., & Kaul, H. P. (2011). Arbuscular mycorrhiza enhances nutrient uptake in chickpea. *Plant, Soil and Environment*, 57(10), 465–470.

Farzaneh, M., Wichmann, S., Vierheilig, H., & Kaul, H.-P. (2009). The effects of arbuscular mycorrhiza and nitrogen nutrition on growth of chickpea and barley / Einflüsse von arbuskulärer Mykorrhiza und Stickstoff-Ernährung auf das Wachstum von Kichererbsen und Gerste. *Pflanzenbauwissenschaften*, 13(1), 15–22. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart. ISSN 1431-8857.

**Ferlian, O., Biere, A., Bonfante, P., Buscot, F., Eisenhauer, N., Fernandez, I., ... & Martinez-Medina, A. (2018).** Growing research networks on mycorrhizae for mutual benefits. *Trends in Plant Science*, 23(11), 975–984. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2018.08.008>

Fernandez, C. W., Mielke, L., Stefanski, A., Bermudez, R., Hobbie, S. E., Montgomery, R. A., Reich, P. B., & Kennedy, P. G. (2023). Climate change–induced stress disrupts ectomycorrhizal interaction networks at the boreal–temperate ecotone. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 120(34), e2221619120. <https://doi.org/10.1073/pnas.2221619120>

Figueiredo de Oliveira, I., Simeone, M. L. F., Lana, U. G. de P., Guimarães, C. de C., & Tinôco, S. M. de S. (2025). Enhancing Sorghum Growth: Influence of Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Sorgoleone. *Microorganisms*, 13(2), 423. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13020423>

Frank AB. 1885. Ueber die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. *Ber. Dtsch. Bot. Ges.* 3:128–145 B. Frank (1885): Ueber die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. – *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft* : 128 - 145.

Gadkar, V., David-Schwartz, R., Kunik, T., & Kapulnik, Y. (2001). Arbuscular mycorrhizal fungal colonization: Factors involved in host recognition. *Plant Physiology*, 127(4), 1493–1499. <https://doi.org/10.1104/pp.010783>

Garbaye, J. 2013. La symbiose mycorhizienne, une association entre les plantes et les champignons. (Eds) Quae p 43.

Garg, N., & Chandel, S. (2011). Arbuscular mycorrhizal networks: Process and functions. In E. Lichtfouse (Ed.), *Sustainable Agriculture* (Vol. 2, pp. 907–924). Springer.  
[https://doi.org/10.1007/978-94-007-0394-0\\_40](https://doi.org/10.1007/978-94-007-0394-0_40)

Garzón-Tiznado, J. A., Ochoa-Lugo, M. I., Heiras-Palazuelos, M. J., Domínguez-Arispuro, D. M., Cuevas Rodríguez, E. O., Gutiérrez-Dorado, R., Milán-Carrillo, J., & Reyes-Moreno, C. (2012). Acceptability properties and antioxidant potential of Desi chickpea (*Cicer arietinum* L.) cultivars. *Food and Nutrition Sciences*, 3(9), 1330–1338.  
<https://doi.org/10.4236/fns.2012.39169>

Gaur, P. M., Jukanti, A. K., Samineni, S., & Gowda, C. L. L. (2012). Chickpea (*Cicer arietinum* L.). In *Breeding of Field Crops*, 165-189. <http://oar.icrisat.org/id/eprint/6703>

Gaur, R., Sethy, N. K., Choudhary, S., Shokeen, B., Gupta, V., & Bhatia, S. (2011). Advancing the STMS genomic resources for defining new locations on the intraspecific genetic linkage map of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *BMC Genomics*, 12, 117.  
<https://doi.org/10.1186/1471-2164-12-117>

Genre, A., Chabaud, M., Timmers, T., Bonfante, P., & Barker, D. G. (2005). Arbuscular Mycorrhizal Fungi Elicit a Novel Intracellular Apparatus in *Medicago truncatula* Root Epidermal Cells before Infection. *Plant Cell*, 17(12), 3489–3499.  
<https://doi.org/10.1105/tpc.105.035410>

Genre, A., Ortu, G., Bertoldo, C., Martino, E., & Bonfante, P. (2009). Biotic and abiotic stimulation of root epidermal cells reveals common and specific responses to arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Physiology*, 149(3), 1424–1434.  
<https://doi.org/10.1104/pp.108.132225>

Gianinazzi-Pearson V, Branzanti B, Gianinazzi S (1989). In vitro enhancement of spore germination and early hyphal growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus by host root exudates and plant flavonoids. *Symbiosis*. 7 : 243–255

Giovannini, L., Sbrana, C., Giovannetti, M., Avio, L., Lanubile, A., Marocco, A., & Turrini, A. (2022). Diverse mycorrhizal maize inbred lines differentially modulate mycelial traits and the expression of plant and fungal phosphate transporters. *Scientific Reports*, 12, 21279. de Bary HA. 1866. *Morphologie und Physiologie der Pilze, Flechten und Myxomyceten*. Leipzig, Ger.: W. Engelmann. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-25834-7>

Habte, M. (2000). *Handbook of Plant and Fungal Biotechnology*. Marcel Dekker Inc.

Heklau, H., Schindler, N., Buscot, F., Eisenhauer, N., Ferlian, O., Prada Salcedo, L. D., & Bruelheide, H. (2021). Mixing tree species associated with arbuscular or ectotrophic mycorrhizae reveals dual mycorrhization and interactive effects on the fungal partners. *Ecology and Evolution*, 11(10), 5424–5440. <https://doi.org/10.1002/ece3.7437>

Ho-Plágaro, T., & García-Garrido, J. M. (2022). Molecular regulation of arbuscular mycorrhizal symbiosis. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(11), 5960. <https://doi.org/10.3390/ijms23115960>

Hoysted, G. A., Kowal, J., Jacob, A., Rimington, W. R., Duckett, J. G., Pressel, S., Orchard, S., Ryan, M. H., Field, K. J., & Bidartondo, M. I. (2018). A mycorrhizal revolution. *Current Opinion in Plant Biology*, 44, 1–6. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2017.12.004>

Hui, J., An, X., Li, Z., Neuhäuser, B., Ludewig, U., Wu, X., Schulze, W. X., Chen, F., Feng, G., Lambers, H., Zhang, F., & Yuan, L. (2022). The mycorrhiza-specific ammonium transporter ZmAMT3;1 mediates mycorrhiza-dependent nitrogen uptake in maize roots. *The Plant Cell*, 34(10), 4066–4087. <https://doi.org/10.1093/plcell/koac225>

Jahan, T. A., Kalve, S., Belak, Z., Eskiw, C., & Tar'an, B. (2023). Iron accumulation and partitioning in hydroponically grown wild and cultivated chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Frontiers in Plant Science*, 14, 1092493. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1092493>

Jameel, S., Hameed, A., & Shah, T. M. (2021). Biochemical profiling for antioxidant and therapeutic potential of Pakistani chickpea (*Cicer arietinum* L.) genetic resource. *Frontiers in Plant Science*, 12, 663623. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.663623>

Javot, H., Penmetsa, R. V., Terzaghi, N., Cook, D. R., & Harrison, M. J. (2007). A *Medicago truncatula* phosphate transporter indispensable for the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 104(5), 1720–1725. <https://doi.org/10.1073/pnas.0608136104>

Jayaprakash B, Das A. Extraction and Characterization of Chick PEA (*Cicer arietinum*) Extract with Immunostimulant Activity in BALB/C MICE. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*. 2018;19(3):803–810. <https://doi.org/10.22034/APJCP.2018.19.3.803>

Jin, H., Pfeffer, P. E., Douds, D. D., Piotrowski, E., Lammers, P. J., & Shachar-Hill, Y. (2005). The uptake, metabolism, transport and transfer of nitrogen in an arbuscular mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*, 168(3), 687–696. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01536.x>

Joehnke, M. S., Jeske, S., Ispiryan, L., Zannini, E., Arendt, E. K., Bez, J., Sørensen, J. C., & Petersen, I. L. (2021). Nutritional and anti-nutritional properties of lentil (*Lens culinaris*) protein isolates prepared by pilot-scale processing. *Food Chemistry: X*, 9, 100112.

Joshi, K. D., & Bhandari, B. (2007). Nutritional and health benefits of lentils. *Nepal Agricultural Research Journal*, 8, 1–7.

Joshi, M., Timilsena, Y., & Adhikari, B. (2017). Global production, processing and utilization of lentil: A review. *Journal of Integrative Agriculture*, 16(12), 2898–2913. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(17\)61793-3](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(17)61793-3)

Kalaivani, G., Vanitha, G., Siddharthan, N., Kanaga, S., & Hemalatha, N. (2023). Influence of seaweed liquid fertilizer from *Ulva lactuca* Linnaeus, 1753 on seed germination and growth parameters of green gram. *Indian Journal of Geo-Marine Sciences*, 52(9), 424–431. <https://doi.org/10.56042/ijms.v52i09.11264>

- Kamali, S., & Mehraban, A. (2020). Effects of Nitroxin and arbuscular mycorrhizal fungi on the agro-physiological traits and grain yield of sorghum (*Sorghum bicolor* L.) under drought stress conditions. *PLoS ONE*, 15(12), e0243824. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0243824>
- Koul, B., Sharma, K., Sehgal, V., Yadav, D., Mishra, M., & Bharadwaj, C. (2022). Chickpea (*Cicer arietinum* L.) biology and biotechnology: From domestication to biofortification and biopharming. *Plants (Basel)*, 11(21), 2926. <https://doi.org/10.3390/plants11212926>
- Krüger, M., Krüger, C., Walker, C., Stockinger, H., & Schübler, A. (2012). Phylogenetic reference data for systematics and phylotaxonomy of arbuscular mycorrhizal fungi from phylum to species level. *New Phytologist*, 193(4), 970–984. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2011.03962.x>
- Kudapa, H., Garg, V., Chitikineni, A., and Varshney, R.K. (2018). The RNA-Seq-based high resolution gene expression atlas of chickpea (*Cicer arietinum* L.) reveals dynamic spatio-temporal changes associated with growth and development. *Plant, Cell & Environment* 41, 2209-2225. <https://doi.org/10.1111/pce.13210>
- Kumar, J., & Sharma, S. K. (2009). Root system architecture in lentils. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 195(5), 315–323.
- Kumar, S., Gupta, P., & Gaur, R. (2015). Morphological and physiological characterization of lentil (*Lens culinaris* Medik.) genotypes. *Journal of Applied and Natural Science*, 7(1), 308–314. L'Est Républicain. (2021, October 11). Le vrai/faux des lentilles.
- Laranjeira, S., Reis, S., Torcato, C., Raimundo, F., Ferreira, L., Carnide, V., Fernandes-Silva, A., & Marques, G. (2022). Use of plant-growth promoting rhizobacteria and mycorrhizal fungi consortium as a strategy to improve chickpea (*Cicer arietinum* L.) productivity under different irrigation regimes. *Agronomy*, 12(6), 1383. <https://doi.org/10.3390/agronomy12061383>

Lastovetsky, O. A., Ahn, E., Mondo, S. J., Toomer, K. H., Zhang, A., Johnson, L. M., & Pawlowska, T. E. (2018). Distribution and population structure of endobacteria in arbuscular mycorrhizal fungi at North Atlantic dunes. *The ISME Journal*, 12(12), 3001–3013. <https://doi.org/10.1038/s41396-018-0246-2>

Latef, A. A. H. A., et al. (2021). Mycorrhizal fungi enhance growth, secondary metabolites production, and stress tolerance of leguminous crops. *Plant Stress*, 2, 100017.

Leonetti P., Accotto G.P., Hanafy M.S., Pantaleo V. (2018). Viruses and Phytoparasitic Nematodes of *Cicer arietinum* L.: Biotechnological Approaches in Interaction Studies and for Sustainable Control. *Frontiers in Plant Science*, 9, 319. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00319>

Liber, M., Duarte, I., Maia, A. T., & Oliveira, H. R. (2021). The history of lentil (*Lens culinaris* subsp. *culinaris*) domestication and spread as revealed by genotyping-by-sequencing of wild and landrace accessions. *Frontiers in Plant Science*, 12, 628439. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.628439>

Liu, Y., Lv, Z., Hou, H., Lan, X., Ji, J., & Liu, X. (2021). Long-term effects of combination of organic and inorganic fertilizer on soil properties and microorganisms in a Quaternary Red Clay. *PLoS ONE*, 16(12), e0261387. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0261387>

Luo, X., Jiang, J., Zhou, J., Chen, J., Cheng, B., & Li, X. (2024). MyC factor analogue CO5 promotes the growth of *Lotus japonicus* and enhances stress resistance by activating the expression of relevant genes. *Journal of Fungi*, 10(7), 458. <https://doi.org/10.3390/jof10070458>

Maignien, R. (1980). *Manuel pour la description des sols sur le terrain*. Paris: ORSTOM. <https://core.ac.uk/download/pdf/39877691.pdf>

Mandrone, M., Chiochio, I., Barbanti, L., Tomasi, P., Tacchini, M., & Poli, F. (2021). Metabolomic study of sorghum (*Sorghum bicolor*) to interpret plant behavior under

variable field conditions in view of smart agriculture applications. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 69(3), 1132–1145. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.0c06533>

Maphosa, Y., & Jideani, V. A. (2017). Le rôle des légumineuses dans la nutrition humaine. In *Functional food – Improve health through adequate food* (Vol. 1). IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.69127>

Merga, B., & Haji, J. (2019). Economic importance of chickpea: Production, value, and world trade. *Cogent Food & Agriculture*, 5(1), 1615718. <https://doi.org/10.1080/23311932.2019.1615718>

Meriño-Hernández, Y., Garatuza-Payán, J., Argente-Martínez, L., García-Urías, J. C., Dell Amico-Rodríguez, J. M., Rodríguez-Yon, Y., & Peñuelas-Rubio, O. (2022). Physiological response of chickpea (*Cicer arietinum* L.) in symbiosis with arbuscular mycorrhizal fungi under salinity conditions. *Agro Productividad*. <https://doi.org/10.32854/agrop.v15i8.2217>

Miyauchi, S., Kiss, E., Kuo, A., Drula, E., Kohler, A., Sánchez-García, M., ... & Martin, F. M. (2020). Large-scale genome sequencing of mycorrhizal fungi provides insights into the early evolution of symbiotic traits. *Nature Communications*, 11, 5125. <https://doi.org/10.1038/s41467-020-18795-w>

Mohsenzadeh S. (2024). *Cicer arietinum* L. (Chickpea): A Mini-review. *Agricultural Reviews*. 45(3): 430-438. <https://doi.org/10.18805/ag.RF-269>

Moradi, S., Sheikhi, J., & Zarei, M. (2013). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobium on shoot and root growth of chickpea in a calcareous soil. *International Journal of Agriculture: Research and Review*, 3(2), 381–385.

Mosse B., 1981. Advances in the study of vesicular-arbuscular mycorrhiza. *Annu. Rev*,

Muehlbauer, F. J., & McPhee, K. E. (2005). Lentil. In: *Genetics, Genomics and Breeding of Cool Season Grain Legumes*. CRC Press.

- Mueller, T. L., Karlsen-Ayala, E., Moeller, D. A., & Bellemare, J. (2022). Of mutualism and migration: Will interactions with novel ericoid mycorrhizal communities help or hinder northward *Rhododendron* range shifts? *Oecologia*, 198(4), 839–852. <https://doi.org/10.1007/s00442-021-05081-9>
- Muindi, E. M. (2019). Understanding soil phosphorus. *International Journal of Plant & Soil Science*, 31(2), 1–18. <https://doi.org/10.9734/IJPSS/2019/v31i230208>
- Noreen, S., Yaseen, T., Iqbal, J., Abbasi, B. A., Elsadek, M. F., Eldin, S. M., Ijaz, S., & Ali, I. (2023). Morphological and molecular characterizations of arbuscular mycorrhizal fungi and their influence on soil physicochemical properties and plant nutrition. *ACS Omega*, 8(36), 32468–32482. <https://doi.org/10.1021/acsomega.3c02489>
- Novero, M., Faccio, A., Genre, A., Stougaard, J., Webb, K. J., Mulder, L., Parniske, M., & Bonfante, P. (2002). Dual requirement of the *LjSym4* gene for mycorrhizal development in epidermal and cortical cells of *Lotus japonicus* roots. *The Plant Journal*, 31(5), 417-427. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2002.00424.x>
- Nazir, A., 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/ima fungus.16.144989>
- Oliveira, I. F. de, Simeone, M. L. F., Lana, U. G. de P., Guimarães, C. de C., & Tinôco, S. M. de S. (2025). Enhancing Sorghum Growth: Influence of Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Sorgoleone. *Microorganisms*, 13(2), 423. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13020423>
- Ortas, I., & Bilgili, G. (2022). Mycorrhizal species selectivity of sweet sorghum genotypes and their effect on nutrients uptake. *Journal of Plant Nutrition*, 45(6), 733–743. <https://doi.org/10.1080/09064710.2022.2063167>

Ouhaddou, R., Anli, M., Ben-Laouane, R., Boutasknit, A., Baslam, M., & Meddich, A. (2025). The importance of the *Glomus* genus as a potential candidate for sustainable agriculture under arid environments: A review. *International Journal of Plant Biology*, 16(1), 32. <https://doi.org/10.3390/ijpb16010032>

Owiny, A. A., & Dusengemungu, L. (2024). Mycorrhizae in mine wasteland reclamation. *Heliyon*, 10(13), e33141. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e33141>

Parmar, P., et al. (2022). Mycorrhizae-assisted chickpea cultivation under abiotic stress: A step toward climate-resilient agriculture. *Environmental and Experimental Botany*, 194, 104713.

Patil, N. D., Bains, A., Sridhar, K., Bhaswant, M., Kaur, S., Tripathi, M., Lanterbecq, D., Chawla, P., & Sharma, M. (2024). Extraction, modification, biofunctionality, and food applications of chickpea (*Cicer arietinum*) protein: An up-to-date review. *Foods*, 13(9), 1398. <https://doi.org/10.3390/foods13091398>

Pena, R., Offermann, C., Simon, J., Naumann, P. S., Geßler, A., Holst, J., Dannenmann, M., Mayer, H., Kögel-Knabner, I., Rennenberg, H., & Polle, A. (2010). Girdling affects ectomycorrhizal fungal (EMF) diversity and reveals functional differences in EMF community composition in a beech forest. *Applied and Environmental Microbiology*, 76(6), 1831–1841. <https://doi.org/10.1128/AEM.01703-09>

Perumal, M. S., Sakthibalan, S., Raju, A. P., Karthiba, L., & Vanitha, S. (2021). Future Perspectives and Global View: In *Chickpea Biology, Nutrition and Production Loss*. *Biotica Research Today*, 3(6), 472–476.

Phillips, J. M., & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55(1), 158–161. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(70\)80010-3](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(70)80010-3)

*Phytopathol.* 11 :171-96,

Pladias. (2025). Pladias – databáze české flóry a vegetace. Retrieved May 20, 2025, from

Plenchette, C., Clermont-Dauphin, C., Meynard, J. M. and Fortin, J. A. 2005. Managing arbuscular mycorrhizal fungi in cropping systems. *Can. J. Plant Sci.* 85: 31–40. <https://doi.org/10.4141/P03-159>

Plenchette, C., Furlan, V., & Fortin, J. A. (1982). Effects of different endomycorrhizal fungi on five host plants grown on calcined montmorillonite clay. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 107(4), 535–538. DOI:

Plenchette, C., Perrin, R., & Duvert, P. (1989). The concept of soil infectivity and a method for its determination as applied to endomycorrhizas. *Canadian Journal of Botany*, 67(1), 112–115.

Pontieri, P., Troisi, J., Calcagnile, M., Aramouni, F., Tilley, M., Smolensky, D., Guida, M., Del Giudice, F., Merciai, A., Samoylenko, I., Chessa, A. L., Aletta, M., Alifano, P., & Del Giudice, L. (2024). Nutritional composition, fatty acid content, and mineral content of nine sorghum (*Sorghum bicolor*) inbred varieties. *Foods*, 13(22), 3634. <https://doi.org/10.3390/foods13223634>

Popoola, J. O., Ojuederie, O. B., Aworunse, O. S., Adelekan, A., Oyelakin, A. S., Oyesola, O. L., Akinduti, P. A., Dahunsi, S. O., Adegboyega, T. T., Oranusi, S. U., Ayilara, M. S., & Omonhinmin, C. A. (2023). Nutritional, functional, and bioactive properties of African underutilized legumes. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1105364. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1105364>

Prisa, D., & Spagnuolo, D. (2022). Evaluation of the bio-stimulating activity of lake algae extracts on edible cacti *Mammillaria prolifera* and *Mammillaria glassii*. *Plants*, 11(24), 3586. <https://doi.org/10.3390/plants11243586>

Pu, Z., Zhang, R., Wang, H., Li, Q., Zhang, J., & Wang, X.-X. (2023). Root morphological and physiological traits and arbuscular mycorrhizal fungi shape phosphorus-acquisition strategies of 12 vegetable species. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1150832. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1150832>

Pulse Australia (2016). Chickpea production: northern region.

- Ramos, S. C., García, L., Barboza, J. I., Bustamante, D. E., & Calderon, M. S. (2025). Effects of seaweed-based biostimulants on the morphophysiological profile of lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Soil & Crop Sciences*, Article 2448594. <https://doi.org/10.1080/23311932.2024.2448594>
- Read, D. J., & Perez-Moreno, J. (2003). Mycorrhizes et cycle des nutriments dans les écosystèmes – un voyage vers la pertinence ? *New Phytologist*, 157(3), 475–492. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00704.x>
- Read, D. J., Duckett, J. G., Francis, R., Ligrone, R., & Russell, A. (2000). Symbiotic fungal associations in ‘lower’ land plants. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 355(1398), 815–831. <https://doi.org/10.1098/rstb.2000.0617>
- Requena N, Jeffries P, Barea JM (1996). Assessment of natural mycorrhizal potential in a desertified semiarid ecosystem. *Appl. Environ. Microb* 62: 842–847.
- Rico, D., Peñas, E., García, M. del C., Rai, D. K., Martínez-Villaluenga, C., Frías, J., & Martín-Diana, A. B. (2021). Development of antioxidant and nutritious lentil (*Lens culinaris*) flour using controlled optimized germination as a bioprocess. *Foods*, 10(12), 2924. <https://doi.org/10.3390/foods10122924>
- Rocha, I., Duarte, I., Ma, Y., Souza-Alonso, P., Látr, A., Vosátka, M., Freitas, H., & Oliveira, R. S. (2019). Seed coating with arbuscular mycorrhizal fungi for improved field production of chickpea. *Agronomy*, 9(8), 471. <https://doi.org/10.3390/agronomy9080471>
- Roy, K. W., & Abney, T. S. (2012). *Seed Biology and Seedborne Diseases of Legumes*. Springer.
- 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>
- Sachdeva, S., Bharadwaj, C., Singh, R. K., Jain, P. K., Patil, B. S., Roorkiwal, M., & Varshney, R. (2020). Characterization of ASR gene and its role in drought tolerance in

chickpea (*Cicer arietinum* L.). PLoS One, 15(7), e0234550.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0234550>

Sagnon, A., Iwasaki, S., Tibiri, E. B., Zongo, N. A., Compaore, E., Bonkougou, I. J. O., Nakamura, S., Traore, M., Barro, N., Tiendrebeogo, F., & Sarr, P. S. (2022). Amendment with Burkina Faso phosphate rock-enriched composts alters soil chemical properties and microbial structure, and enhances sorghum agronomic performance. *Scientific Reports*, 12, 13945. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-18318-1>

Sajja, S. B., Samineni, S., & Gaur, P. M. (2017). Botanique du pois chiche. Dans R. K. Varshney, S. Thudi & M. M. Shah (Éds.), *The Chickpea Genome* (Chapitre 3). Springer International Publishing. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-66117-9\\_3](https://doi.org/10.1007/978-3-319-66117-9_3)

Samson, M-E., Angers, D.A., Poirier, V. 2023. Séquestrer du carbone dans les sols agricoles du Québec; concepts, perspectives et défis. Rapport remis au Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec. Québec, Université Laval, 106 p.

Sari, D., Sari, H., Ikten, C., & Toker, C. (2023). Genome-wide discovery of di-nucleotide SSR markers based on whole genome re-sequencing data of *Cicer arietinum* L. and *Cicer reticulatum* Ladiz. *Scientific Reports*, 13, 10351. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-37268-w>

Sarker, A., & Erskine, W. (2006). Recent advances in genetics and breeding of lentil (*Lens culinaris* Medik.). *International Journal of Plant Breeding*, 1(1), 1–12.

Sawers, R. J. H., Svane, S. F., Quan, C., Grønlund, M., Wozniak, B., Gebreselassie, M.-N., González-Muñoz, E., Chávez Montes, R. A., Baxter, I., Goudet, J., Jakobsen, I., & Paszkowski, U. (2017). Phosphorus acquisition efficiency in arbuscular mycorrhizal maize is correlated with the abundance of root-external hyphae and the accumulation of transcripts encoding PHT1 phosphate transporters. *New Phytologist*, 214(2), 632–643. <https://doi.org/10.1111/nph.14403>

Schneider A. et Huyghe C. 2015. Les légumineuses pour des systèmes agricoles et alimentaires durables. Éditions Quæ, Versailles, 11p.

Selosse, M.-A., Petrolli, R., Mujica, M. I., Laurent, L., Perez-Lamarque, B., Figura, T., Bourceret, A., Jacquemyn, H., Li, T., Gao, J., ... (2022). The Waiting Room Hypothesis revisited by orchids: Were orchid mycorrhizal fungi recruited among root endophytes? *Annals of Botany*, 129(3), 259–270. <https://doi.org/10.1093/aob/mcab134>

Sharma, M. P., Ghosh, A., & Singh, A. K. (2017). Role of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in sustainable agriculture. *Acta Ecologica Sinica*, 37(1), 26–36.

Shehata, S. A., El-Naggar, A. H., & Mohamed, G. F. (2020). Sprouting characteristics and nutritional evaluation of lentil sprouts as affected by soaking and germination. *Legume Research*, 43(3), 394–400. <https://doi.org/10.18805/LR-436>.

Siciliano, V., Genre, A., Balestrini, R., de Wit, P. J. G. M., & Bonfante, P. (2007). Pre-penetration apparatus formation during AM infection is associated with a specific transcriptome response in epidermal cells. *Plant Signaling & Behavior*, 2(6), 533–535. <https://doi.org/10.4161/psb.2.6.4745>

Siebielec, S., Marzec-Grządziel, A., Siebielec, G., Ukalska-Jaruga, A., Koziół, M., Gałązka, A., Przybyś, M., Sugier, P., & Urbaniak, M. (2023). Microbial community response to various types of exogenous organic matter applied to soil. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(19), 14559. <https://doi.org/10.3390/ijms241914559>

Singh, F., & Diwakar, B. (1995). Chickpea botany and production practices (Skill Development Series No. 16). International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics (ICRISAT), Patancheru 502 324.

Singh, M., Malhotra, R. S., & Sarker, A. (2014). Genetic resources, chromosome engineering, and crop improvement: Grain legumes. CRC Press.

Smith SE, Read DJ (2008). Symbiose mycorrhizienne. Londres: Academic Press.

Smith, M. R., Rao, I. M., & Merchant, A. (2018). Source-sink relationships in crop plants and their influence on yield development and nutritional quality. *Frontiers in Plant Science*, 9, 1889. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01889>

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

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/s13062-024-00501-1>

Soussani, F. E., Boutasknit, A., Ben-Laouane, R., Benkirane, R., Baslam, M., & Meddich, A. (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi and compost-based biostimulants enhance fitness, physiological responses, yield, and quality traits of drought-stressed tomato plants. *Plants (Basel)*, 12(9), 1856. <https://doi.org/10.3390/plants12091856>

Sulaimon, B., Aitsimhand, K., Elfermi, R., Khatour, I., Errafii, K., Legeay, J., & Hijri, M. (2024). Enhancing chickpea growth via arbuscular mycorrhizal fungal inoculation: Facilitating nutrient uptake and shifting potential pathogenic fungal communities (Version 1). *Research Square*. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4989901/v1>

Sun, J., Miller, J. B., Granqvist, E., Wiley-Kalil, A., Gobbato, E., Maillet, F., Cottaz, S., Samain, E., Venkateshwaran, M., Fort, S., ... & Oldroyd, G. E. D. (2015). Activation of symbiosis signaling by arbuscular mycorrhizal fungi in legumes and rice. *The Plant Cell*, 27(3), 823–838. <https://doi.org/10.1105/tpc.114.131326>

Talaei, F., Sadravi, M., & Adhami, E. (2022). Corrélation entre les mycorhizes arbusculaires chez le blé et les caractéristiques physico-chimiques du sol. *Usine Pathologie Science*, 11(2), 32-41. <https://doi.org/10.52547/pps.11.2.32>

Tanaka, S., Hashimoto, K., Kobayashi, Y., Yano, K., Maeda, T., Kameoka, H., Ezawa, T., Saito, K., Akiyama, K., & Kawaguchi, M. (2022). Asymbiotic mass production of the arbuscular mycorrhizal fungus *Rhizophagus clarus*. *Communications Biology*, 5(1), 43. <https://doi.org/10.1038/s42003-021-02967-5>

Tasie, M. M., & Gebreyes, A. G. (2020). Caractérisation des teneurs nutritionnelles, antinutritionnelles et minérales de trente-cinq variétés de sorgho cultivées en Éthiopie. *International Journal of Food Science*, 2020, 8243617. <https://doi.org/10.1155/2020/8243617>

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). *MycKeys*, 107, 273–325. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.107.125549>

Thirkell, T. J., Grimmer, M., James, L., Pastok, D., Allary, T., Elliott, A., et al. (2022). Variation in mycorrhizal growth response among a spring wheat mapping population shows potential to breed for symbiotic benefit. *Food and Energy Security*, 11(2), e370. <https://doi.org/10.1002/fes3.370>

Thudi, M., Khan, A. W., Kumar, V., Gaur, P. M., Katta, K., Garg, V., Roorkiwal, M., Samineni, S., & Varshney, R. K. (2016). Whole genome re-sequencing reveals genome-wide variations among parental lines of 16 mapping populations in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *BMC Plant Biology*, 16(Suppl 1), 10. <https://doi.org/10.1186/s12870-015-0690-3>

Tian, H., Yuan, X., Duan, J., Li, W., Zhai, B., & Gao, Y. (2017). Influence of nutrient signals and carbon allocation on the expression of phosphate and nitrogen transporter genes in winter wheat (*Triticum aestivum* L.) roots colonized by arbuscular mycorrhizal fungi. *PLoS ONE*, 12(2), e0172154. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0172154>

Tilton, M. (2005, May 9). Lens species, lentil, lentille (*Lens culinaris*) [Photograph]. Dave's Garden.

Trappe, J. M. (2005). A.B. Frank and mycorrhizae: The challenge to evolutionary and ecologic theory. *Mycorrhiza*, 15(4), 277–281. <https://doi.org/10.1007/s00572-004-0330-5>

Varshney, R. K., Hiremath, P. J., Lekha, P., Kashiwagi, J., Balaji, J., Deokar, A. A., Vadez, V., Xiao, Y., Srinivasan, R., Gaur, P. M., Siddique, K. H. M., Town, C. D., &

Hoisington, D. A. (2009). A comprehensive resource of drought- and salinity-responsive ESTs for gene discovery and marker development in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *BMC Genomics*, 10, 523. <https://doi.org/10.1186/1471-2164-10-523>

Varshney, R. K., Song, C., Saxena, R. K., Azam, S., Yu, S., Sharpe, A. G., Cannon, S., Baek, J., Rosen, B. D., Tar'an, B., Millan, T., Zhang, X., Ramsay, L. D., Iwata, A., Wang, Y., Nelson, W., Farmer, A. D., Gaur, P. M., Soderlund, C., Penmetsa, R. V., Xu, C., Bharti, A. K., He, W., Winter, P., ... Cook, D. R. (2013). Draft genome sequence of chickpea (*Cicer arietinum*) provides a resource for trait improvement. *Nature Biotechnology*, 31(3), 240–246. <https://doi.org/10.1038/nbt.2491>

Verzeaux, J., Nivelles, E., Roger, D., Hirel, B., Dubois, F., & Tetu, T. (2017). Spore density of arbuscular mycorrhizal fungi is fostered by six years of a no-till system and is correlated with environmental parameters in a silty loam soil. *Agronomy*, 7(2), 38–47. <https://doi.org/10.3390/agronomy7020038>

Vohník, M. (2020). Symbiose mycorrhizienne éricoïde : contexte théorique et méthodes pour son étude approfondie. *Mycorrhiza*, 30(6), 671–695. <https://doi.org/10.1007/s00572-020-00989-1>

Vohník, M., Sadowsky, J. J., Kohout, P., Lhotáková, Z., Nestby, R., & Kolařík, M. (2012). Novel root-fungus symbiosis in Ericaceae: Sheathed ericoid mycorrhiza formed by a hitherto undescribed basidiomycete with affinities to Trechisporales. *PLoS ONE*, 7(6), e39524. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0039524>

Wahab, A., Muhammad, M., Munir, A., Abdi, G., Zaman, W., Ayaz, A., Khizar, C., & Reddy, S. P. P. (2023). Rôle des champignons mycorrhiziens arbusculaires dans la régulation de la croissance, l'amélioration de la productivité et l'influence potentielle des écosystèmes soumis à des stress abiotiques et biotiques. *Plantes (Bâle)*, 12(17), 3102. <https://doi.org/10.3390/plants12173102>

Wang, F., Sun, Y., & Shi, Z. (2019). Arbuscular mycorrhiza enhances biomass production and salt tolerance of sweet sorghum. *Microorganisms*, 7(9), 289. <https://doi.org/10.3390/microorganisms7090289>

Wang, H., Kohler, A., & Martin, F. M. (2025). Biology, genetics, and ecology of the cosmopolitan ectomycorrhizal ascomycete *Cenococcum geophilum*. *Frontiers in Microbiology*, 16, 1502977. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1502977>

Wang, S., Chen, A., Xie, K., et al. (2020). Functional analysis of the OsNPF4.5 nitrate transporter reveals a conserved mycorrhizal pathway of nitrogen acquisition in plants. *Proceedings of the National Academy of Sciences (PNAS)*, 117(28), 16649–16659. <https://doi.org/10.1073/pnas.2000926117>

Wang, Y., He, X., & Yu, F. (2021). Non-host plants: Are they mycorrhizal networks players? *Plant Diversity*, 44(2), 127–134. <https://doi.org/10.1016/j.pld.2021.06.005>

Waters, M. T., Gutjahr, C., Bennett, T., & Nelson, D. C. (2017). Strigolactone signaling and evolution. *Annual Review of Plant Biology*, 68, 291–322. <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-042916-040925>

Watts-Williams, S. J., Gill, A. R., Jewell, N., Brien, C. J., Berger, B., Tran, B. T. T., Mace, E., Cruickshank, A. W., Jordan, D. R., Garnett, T., & Cavagnaro, T. R. (2021). Enhancement of sorghum grain yield and nutrition: A role for arbuscular mycorrhizal fungi regardless of soil phosphorus availability. *Plants, People, Planet*, 3(6), 681–692. <https://doi.org/10.1002/ppp3.10224>

Wen, Z., Li, H., Shen, Q., Tang, X., Xiong, C., Li, H., Pang, J., Ryan, M. H., Lambers, H., & Shen, J. (2019). Tradeoffs among root morphology, exudation and mycorrhizal symbioses for phosphorus-acquisition strategies of 16 crop species. *New Phytologist*, 222(2), 732–745. <https://doi.org/10.1111/nph.15833>

Xu, D., Yu, X., Chen, J., Liu, H., Zheng, Y., Qu, H., & Bao, Y. (2023). Arbuscular mycorrhizae fungi diversity in the root–rhizosphere–soil of *Tetraena mongolica*, *Sarcozygium xanthoxylon*, and *Nitraria tangutorum* Bobr in Western Ordos, China. *Agronomy*, 13(6), 1485. <https://doi.org/10.3390/agronomy13061485>

Xu, Q., Fu, Y., Zhang, J., Xu, C., Yang, C., Yuan, Q., Xu, J., Jiang, W., Zhang, Y., Zhou, T., & Xiao, C. (2025). Soil microorganism colonization influenced the growth and

- secondary metabolite accumulation of *Bletilla striata* (Thunb.) Rchb. F. *BMC Microbiology*, 25, 276. <https://doi.org/10.1186/s12866-025-03960-2>
- Yakhin, O. I., Lubyantsev, A. A., Yakhin, I. A., & Brown, P. H. (2017). Biostimulants in plant science: A global perspective. *Frontiers in Plant Science*, 7, 2049. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.02049>
- Yanni, A. E., Iakovidi, S., Vasilikopoulou, E., & Karathanos, V. T. (2023). Legumes: A vehicle for transition to sustainability. *Nutrients*, 16(1), 98. <https://doi.org/10.3390/nu16010098>
- Yilmaz, H. (2024). Biofortification of black chickpea (*Cicer arietinum* L.) through plant growth-promoting rhizobacteria: Enhancing nutritional and bioactive compounds. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 52(4), Article 14067. <https://doi.org/10.15835/nbha52414067>
- Zhang, F., Wang, J., Zhang, K., Wu, H., Ke, F., Duan, Y., Wang, Y., Zou, J., Zhu, K., Zhang, Z., Lu, F., & Zou, H. (2022). Regulation of photosynthetic material production by inter-root microbial extinction and metabolic pathways in sorghum under different nitrogen application patterns. *Scientific Reports*, 12, 6755. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-10969-4>
- Zhang, H., Mascher, M., Abbo, S., & Jayakodi, M. (2022). Advancing grain legumes domestication and evolution studies with genomics. *Plant Cell Physiology*, 63(11), 1540–1553. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcac062>
- Zhang, M., Wang, N., Zhang, J., Hu, Y., Cai, D., Guo, J., Wu, D., & Sun, G. (2019). Soil physicochemical properties and the rhizosphere soil fungal community in a mulberry (*Morus alba* L.)/alfalfa (*Medicago sativa* L.) intercropping system. *Forests*, 10(2), 167. <https://doi.org/10.3390/f10020167>
- Zhang, S., Wu, Y., Skaro, M., Cheong, J.-H., Bouffier-Landrum, A., Torres, I., Guo, Y., Stupp, L., Lincoln, B., Prestel, A., Felt, C., Spann, S., Mandal, A., Johnson, N., & Arnold, J. (2024). Computer vision models enable mixed linear modeling to predict

arbuscular mycorrhizal fungal colonization using fungal morphology. *Scientific Reports*, 14, 10866. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-61181-5>

Zhang, Y., Hu, L., Yu, D., Xu, K., Zhang, J., Li, X., Wang, P., Chen, G., Liu, Z., Peng, C., Li, C., & Guo, T. (2019). Integrative analysis of the wheat PHT1 gene family reveals a novel member involved in arbuscular mycorrhizal phosphate transport and immunity. *Cells*, 8(5), 490. <https://doi.org/10.3390/cells8050490>

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>

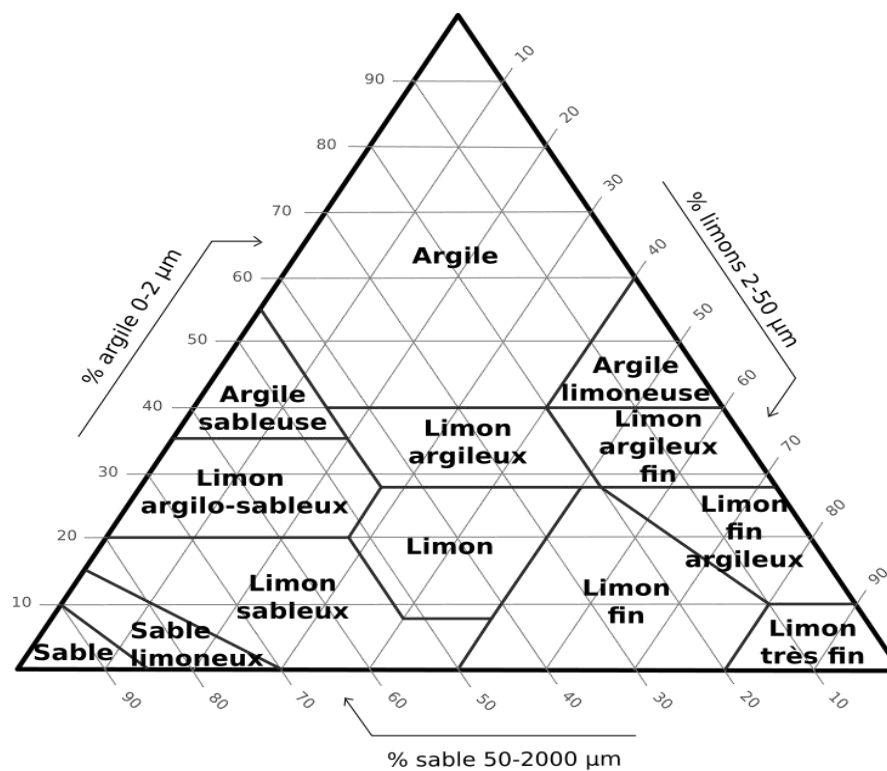
Zhou, R., Raza, A., Song, J., Janiad, S., Li, Q., Huang, M., & Hassan, M. A. (2025). Growth-promoting effects of arbuscular mycorrhizal fungus *Funneliformis mosseae* in rice, sesame, sorghum, Egyptian pea and Mexican hat plant. *Frontiers in Microbiology*, 16, 1549006. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1549006>

Zohary, D., Hopf, M., & Weiss, E. (2012). *Domestication of Plants in the Old World*. Oxford University Press. <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2020.100112>

# Annexes



## Annexe n°01 : le triangle des classes fondamentales de texture du sol



Triangle des textures

## Annexe n°02 : classification du sol selon le Ph

Qualité de sol	pH
Extrêmement acide	< 4,6
Très fortement acide	4.6 - 5,0
Fortement acide	5.0 - 5,5
Moyennement acide	5.5 - 6,0
Faiblement acide	6.0 - 6,5

---

Neutre	6.5 - 7,3
Faiblement alcalin	7.3 - 7,8
Moyennement alcalin	7.8 - 8,4
Fortement alcalin	$\geq 8,4$

**Annexe n°03 : Norme d'interprétation pour la matière organique**

M.O	Niveau
Sol très pauvre	0,7
Sol pauvre	0,7- 1,5
Sol moyennement pauvre	1,5- 3
Sol bien pourvu	3 - 6
Sol très bien pourvue	6

**Annexe n°04 : Normes d'interprétation pour le phosphore assimilable Olsen**

Qualité de sol	Phosphore
Très base	0- 5
Base	5- 10
Moyenne	10- 22
Elevé	> 22

**Annexe n°05 : Normes d'interprétation pour l'azote**

Qualité de sol	Azote
Très base	< 0,5
Base	0,05- 0,1
Moyenne	0,1- 0,15
Elevé	> 0,29

## Résumé

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer l'effet de biostimulants naturels sur la croissance de légumineuses alimentaires. Le travail s'est d'abord focalisé sur l'analyse des caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques des sols cultivés avec *Sorghum bicolor*. Le taux de mycorhization a ensuite été déterminé en vue d'une inoculation contrôlée. Enfin, l'effet de deux biostimulants, l'algue verte *Ulva lactuca* et les champignons mycorhiziens extraits de *Sorghum bicolor* a été étudié sur la croissance de deux espèces de légumineuses : le pois chiche (*Cicer arietinum*) et la lentille (*Lens culinaris*). Les analyses des sols prélevés sous *Sorghum bicolor* L. dans la région de Chaabat El Leham (Aïn Témouchent) indiquent que le sol présente une texture argileuse, une teneur moyenne en phosphore assimilable et une richesse en azote. Les examens microscopiques des fragments de racines de *Sorghum* ont révélé un taux de mycorhization de 83 %, ce qui représente un bon potentiel en tant qu'inoculum fongique. Après inoculation, les deux espèces testées ont montré une amélioration de leur croissance. Chez *Cicer arietinum*, le traitement à base d'algues a permis une meilleure croissance en hauteur et en poids, ainsi que le traitement avec des racines mycorhizées a favorisé la colonisation racinaire comparé au traitement mixte. L'analyse en composante principale (ACP) a permis de représenter graphiquement la relation entre les différents paramètres de mycorhizations et biométriques de *Cicer arietinum* L. Les deux axes décrivent 98,12% de la variation totale. Le premier axe exprime le plus important pourcentage de la variation (80,08%). Il a rassemblé la fréquence de mycorhization, l'intensité, pourcentage des arbuscules, poids sec et poids frais qui sont corrélées positivement avec des coefficients de corrélation significatifs qui varient respectivement de 0,69 à 0,91.

**Mots clés :** Biostimulants, CMA, *Ulva lactuca*, *Sorghum bicolor*, *Cicer arietinum*, *Lens culinaris*, Inoculation contrôlée

## Abstract

The main objective of this study is to evaluate the effects of natural biostimulants on the growth of food legumes. The research first focuses on the analysis of physicochemical and microbiological properties of soils cultivated with *Sorghum bicolor* L. Subsequently, the mycorrhization rate was assessed to facilitate controlled inoculation. Finally, the effects of two biostimulants the green alga *Ulva lactuca* and arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) isolated from *Sorghum bicolor* are tested on the growth of two legume species: chickpea (*Cicer arietinum*) and lentil (*Lens culinaris*). Soil analyses from samples collected under *Sorghum bicolor* L. in the Chaabat El Leham region (Aïn Témouchent) reveal a clay texture, moderate levels of available phosphorus, and high nitrogen content. Microscopic examination of *Sorghum* root fragments shows a mycorrhization rate of 83%, indicating strong potential as fungal inoculum. Following inoculation, both tested species exhibit improved growth. In *Cicer arietinum*, the algae-based treatment enhances plant height and biomass, while the treatment with mycorrhizal roots promotes root colonization more effectively than the combined treatment. Principal Component Analysis (PCA) is used to visualize the relationships between mycorrhization parameters and biometric traits of *Cicer arietinum* L. The two principal components account for 98.12% of the total variance. The first component, explaining 80.08% of the variance, groups together mycorrhization frequency, intensity, arbuscule percentage, dry weight, and fresh weight, all positively correlated with significant coefficients ranging from 0.69 to 0.91.

**Keywords:** Biostimulants, AMF, *Ulva lactuca*, *Sorghum bicolor*, *Cicer arietinum*, *Lens culinaris*, Controlled inoculation.

## الملخص

تهدف هذه الدراسة الى تقييم تأثير المحفزات الحيوية الطبيعية على نمو البقوليات الغذائية. ركز العمل أولا على تحليل الخصائص الفيزيائية والكيميائية والميكروبيولوجية للتربة المزروعة بـ *sorghum bicolor* L. ثم تم تحديد معدل التعايش الفطري تمهيدا للتلقيح المتحكم فيه. و أخيرا ، تمت دراسة تأثير محفزين حيويين، الطحالب الخضراء *Ulva lactuca* والفطريات الشجيرية الجذرية المستخرجة من *sorghum bicolor* L على نمو نوعين من البقوليات: *Cicer arietinum* و *Lens culinaris*.

تشير تحليلات التربة المأخوذة من *sorghum bicolor* L. في منطقة شعبة اللحم (عين تيموشنت) إلى أن التربة تحتوي على نسيج طيني ومحتوى متوسط من الفوسفور القابل للامتصاص وغنى بالنيتروجين. كشفت الفحوصات لقطع جذوره عن معدل فطري يبلغ 83% مما يمثل قدرة جيدة كمصدر لتلقيح فطري. أظهرت النبتتان المختبرتان تحسنا في النمو. فنبات *Cicer arietinum* ، سمح العلاج القائم على الطحالب بنمو أفضل في الطول والوزن ، بالإضافة إلى العلاج بجذور الفطريات الفطرية الذي عزز استعمار الجذور مقارنة بالعلاج المختلط. سمح تحليل المكونات الرئيسية (PCA) بتمثيل العلاقة بين مختلف مؤشرات التعايش الفطري و المعايير البيومترية لـ *Cicer arietinum* L. يصف المحوران 98.12% من التباين الكلي. يعبر المحور الأول عن النسبة المئوية الأكبر للتباين (80.08%). و قد جمع بين تردد التعايش، الشدة ، والنسبة المئوية للأشجار الفطرية ، الوزن الجاف ، والوزن الطازج التي ترتبط ارتباطا إيجابيا بمعاملات ارتباط كبيرة تتراوح من 0.69 إلى 0.91 على التوالي.

الكلمات المفتاحية: المحفزات الحيوية ، *Ulva lactuca* ، CMA ، *sorghum bicolor* L ، *Lens culinaris* ، التلقيح المتحكم فيه.