

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique Et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض
Faculté Des Sciences de la Nature et de
la Vie et des Sciences de la Terre

Département : Biologie



جامعة الجيلالي بونعامة - خميس مليانة

Université Djilali Bounaama
Khemis Miliana

قسم: البيولوجيا

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de

MASTER

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Biotechnologies

Spécialité : Biotechnologie microbienne

THEME

Etude de l'effet des champignons mycorhiziens sur la croissance de pois chiches

Réalisé par :

SAIDANI LEYLA

GACEM KHAOULA

TOUAITE ROUMIASSA

Soutenu le 02/07/2024 devant le jury composé de :

AIZI D.	Président	(U.D.B Khemis Miliana)
BOUCHIBA Z.	Promotrice	(U.D.B Khemis Miliana)
CASASENI L.	Examineur	(U.D.B Khemis Miliana)
BRAHIMI S	Co-promotrice	(U.D.B Khemis Miliana)

Année universitaire : 2023/2024

Remerciement

Nos premiers remerciements seront à Dieu, qui nous a donné la force et la détermination d'atteindre cette tribune aujourd'hui, et on exprime notre sincère gratitude à Mme BOUCHIBA Zoulikha pour nous avoir guidé et supervisé durant notre étude.

Nous exprimons également notre gratitude au responsable du laboratoire Eau Roche Plantes à l'Université Djilali Bounaama de Khemis Miliana, pour nous avoir acceptés pour mettre en œuvre nos expériences et obtenir de bons résultats.

on remercie également les membres du jury : Mr AIZI Djamel Eddine, enseignant à l'Université de Khemis Miliana, pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de présider le jury de ce travail. Et Mme CASASNI Lydia, pour avoir accepté de juger ce travail.

Nous remercions Mme BRAHIMI Samira et Mme GHOMARI Faiza pour leur aide précieuse, nos collègues pour leur coopération, leur gentillesse et leur présence à nos côtés dans tous les moments qui se sont écoulés, et on remercie toutes les personnes qui ont contribué à notre soutien et à notre succès.

Dédicace

Je dédie ce projet :

A ma chère mère,

A mon cher père que dieu ait son âme,

*Qui n'ont jamais cessé, de formuler des prières à mon égard, de
me soutenir et de m'épauler pour que je puisse atteindre mes
objectifs*

A mes chères sœurs

*mes princesses khaoula et Sarah je souhaite une vie pleine de
bonheur*

A ma grande mère

*pour ses soutiens moral et leurs conseils précieux tout au long de
mes études*

qui ma aidé et supporter dans les moments difficiles

A ma chère amie chaima

*pour finir, à tous ceux que j'aime et qui m'aiment je dédie ce
mémoire*

LEYLA

Dédicace

Je remercie Dieu Tout-Puissant de m'avoir accordé la réussite de mes études et de m'avoir donné la possibilité de poursuivre mon parcours académique de la première année du primaire jusqu'au deuxième master afin d'obtenir le plus grand certificat en considération de mes acquis. Je remercie mon père. Ahmed Gasem et ma mère Ghalmi Malika pour leurs encouragements, leur soutien et leurs prières pour que je réussisse et excelle. Je remercie également ma superviseure, Mme Bouchiba Zoulaikha, d'être à nos côtés tout au long de ces mois, elle a toléré mes fautes. J'adresse mes remerciements à mes amis Iman, Nojoud et Meryam pour m'avoir soutenu dans cette belle réussite. J'exprime ma grande gratitude à toutes les personnes qui ont contribué à ma participation à la réalisation de ce jour tant attendu.

Gacem khaoula

Dédicace

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude
à mes parents « mon père missoum et ma mère radja » pour leur
soutien incommensurable et leur amour sans faille.*

*À nada et nesrine pour leur encouragement constant et leur
presence rassurante.*

À mes amis, pour leur aide précieuse et leur amitié indéfectible.

*Je remercie également les membres du jury particulièrement
madame bouchiba pour leur temps et leur expertise ainsi que tous
les professeurs qui nous ont guidés tout au long de ce parcours
académique. Votre dévouement et votre engagement ont été
essentiels à la réalisation de ce travail.*

ROUMIASSA

Résumé

La déficience en phosphore (P) est un problème majeur qui affecte une grande partie des sols algériens et qui a un impact négatif sur le rendement des cultures, notamment le pois chiche. Dans le but de sélectionner l'inoculum performant pour l'augmentation du rendement du pois chiche sous déficience en phosphore, deux génotypes différents vis-à-vis de la déficience en phosphore. Les génotypes Seraidi tolérant et Beni Chogran sensible ont subi plusieurs traitements ; l'inoculation simple avec la souche RV33 *Rhizobium leguminosarum*, inoculation simple avec des racines de sorgho colonisées par les champignons mycorhiziens provenant du sol de Boumedfaa et du sol de Oued Zeboudj et une inoculation mixte en associant la souche RV33 et les mycorhizes des deux régions. L'effet de cet inoculum est évalué par la mesure de la biomasse aérienne et racinaire des plantes et par le taux de colonisation mycorhizienne pour les traitements mycorhizés. Les résultats montrent que pour le génotype Seraidi l'inoculation simple avec la souche RV33 présente la biomasse la plus élevée des parties aériennes 0.48 et quant à la partie racinaire c'est l'inoculation mixte avec les champignons de Boumedfaa qui est le meilleur 0.23. Pour le génotype de Beni Chogran l'inoculation simple avec la souche RV33 présente les meilleures biomasses 0.58. La communauté mycorhizienne de la région de Boumedfaa a un impact positif sur la croissance des deux génotypes comparés à celle de Beni Chogran. La double inoculation améliore la fréquence de mycorhization des deux génotypes étudiés mais présente des intensités de mycorhization faibles.

Mots clés: Phosphore; Génotype; Mycorhizes; *Rhizobium Leguminosarum*; Inoculation Mixte; Biomasse.

Abstract

Phosphorus (P) deficiency is a major problem that affects a large part of Algerian soils and has a negative impact on crop yields, particularly chickpeas. With the aim of selecting the efficient inoculum for increasing the yield of chickpea under phosphorus deficiency, the study investigated the effectiveness of various inoculation strategies to enhance chickpea yield under P-deficient conditions. Two contrasting genotypes of chickpea, Seraidi (phosphorus tolerant) and Beni Chogran (phosphorus sensitive), were subjected to four inoculation treatments: Single inoculation with *Rhizobium leguminosarum* strain RV33, Single inoculation with sorghum roots colonized by mycorrhizal fungi from Boumedfaa soil, Single inoculation with sorghum roots colonized by mycorrhizal fungi from Oued Zeboudj soil and Mixed inoculation combining RV33 and mycorrhizae from both regions. The impact of these inoculations was evaluated based on aerial and root biomass of the plants and mycorrhizal colonization rates for mycorrhizal treatments. For Seraidi (phosphorus tolerant) genotype ;single inoculation with RV33 resulted in the highest aerial0.48 biomass,..Mixed inoculation using Boumedfaa mycorrhizae promoted the best root growth0.23. For genotype Beni Chogran (phosphorus **sensitive**) Single RV33 inoculation produced the most substantial biomass0.58. Mycorrhizae from Boumedfaa demonstrated a positive effect on the growth of both genotypes, surpassing those from Oued Zeboudj. Dual inoculation enhanced mycorrhizal frequency in both genotypes but exhibited weak mycorrhizal colonization intensity.

Keywords: Phosphorus; Genotype; Mycorrhizal Fungi; *Rhizobium Leguminosarum*; Mixed Inoculation; Biomass.

ملخص

يعتبر نقص الفوسفور (P) مشكلة كبيرة تؤثر على جزء كبير من التربة الجزائرية ولها تأثير سلبي على إنتاجية المحاصيل وخاصة الحمص. بهدف اختيار اللقاح الفعال لزيادة إنتاجية الحمص تحت ظروف نقص الفوسفور، بحثت الدراسة في فعالية استراتيجيات التلقيح المختلفة لتعزيز إنتاجية الحمص تحت ظروف نقص الفوسفور. تم إخضاع نمطين وراثيين متباينين من الحمص، سيرايدي (يتحمل الفوسفور) وبني شوقران (حساس للفوسفور)، لأربعة معاملات تلقيح: تلقيح فردي بسلالة *RV33 Rhizobium leguminosarum*، تلقيح فردي بجذور الذرة الرفيعة المستعمرة بالفطريات الميكوريزا من تربة بومدفع، تلقيح فردي بجذور الذرة الرفيعة المستعمرة بالفطريات الجذرية من تربة وادي زبودج والتلقيح المختلط الذي يجمع بين *RV33* والفطريات من كلا المنطقتين. تم تقييم تأثير هذه التطعيمات على أساس الكتلة الحيوية الهوائية والجذرية للنباتات ومعدلات استعمار الميكوريزا في علاجات الميكوريزا. بالنسبة للنمط الجيني السرايدي (المقاوم للفوسفور)، أدى التلقيح الفردي بـ *RV33* إلى أعلى كتلة حيوية هوائية هوائية 0.48، كما أدى التلقيح المختلط باستخدام جذر بومدفع إلى تحقيق أفضل نمو للجذور 0.23. بالنسبة للنمط الجيني بني شقران (الحساس للفوسفور)، أنتج التلقيح الفردي *RV33* الكتلة الحيوية الأكثر أهمية 0.58. أظهرت الجذور الفطرية من بومدفع تأثيرا إيجابيا على نمو كلا النمطين الوراثةيين، متجاوزة تلك الموجودة في وادي زبودج. عزز التلقيح المزدوج تردد الميكوريزا في كلا النمطين الوراثةيين ولكنه أظهر كثافة استعمار الميكوريزا ضعيفة.

الكلمات المفتاحية: الفوسفور; نمط وراثي; الفطريات الميكوريزا. *Rhizobium leguminosarum*; التلقيح المختلط; الكتلة الحيوية

Liste des abréviations :

CMA : champignons mycorhiziens arbuscules

TCP : tricalcium phosphate (phosphate tricalcique)

PGPR : plant growth – promoting rhizobacteria

FR : fréquence relative des spores

Liste des figures

Figure 01 : statistique de la production de légumes secs en Algérie entre 2016 et 2017, par type de légume Publié par Statista Research Department, 17 mai 2023	3
Figure 02 : caractéristique morphologique du pois chiche	5
Figure 03 : Evolution des superficie et des productions du pois chiche en Algérie	6
Figure 04 : Stratégies de nodulation chez les rhizobia	8
Figure 05 : Schéma représentant des principaux types mycorhiziens actuels	10
Figure 06 : représentation schématique les structures inter et intracellulaire	12
Figure 07 : représentation schématique des principaux types de la colonisation du cortex racinaire par les Gloméromycètes formant des endomycorhizes arbusculaires	12
Figure 08 : les différentes étapes de l'établissement de la symbiose endomycorhiziens à arbuscules	14
Figure 09 : localisation des sites d'échantillonnage de sol Boumadfaa et ouad zebouj sur Google Earth	20
Figure 10 : méthode de notation de l'infection mycorhiziens	24
Figure 11 : Le dispositif expérimental utilisé pour l'inoculation des deux génotypes de pois chiche étudiés	25
Figure 12 : différents morphotypes des CMA isolées à partir de la rhizosphère du pois chiche observées au microscope optique de région ouad zabouj	29
Figure 13 : différents morphotypes des CMA isolées à partir de la rhizosphère du pois chiche observées au microscope optique de région bou madfaa	30
Figure 14 : les racines de sorgho ayant servi comme inoculum fongique	31
Figure 15 : Aspect des plantes du génotype Seraidi après 2mois de culture sous serre	31
Figure 16 : Poids sec parties aériennes Seraidi	32
Figure 17: Poids sec des parties racinaires Seraidi	33
Figure 18 : Aspect des plantes du génotype Beni Chogran après 2mois de culture sous serre	34
Figure 19: Poids sec des parties aeriennes Beni chogran	34
Figure 20: Poids sec des parties racinaires Beni chogran	35
Figure 21: Poids sec des parties aériennes de tout les traitement	35
Figure 22 : Figure 22: Poids sec des parties racinaires de tous les traitements	36

Figure 23 : Aspect des structures mycorhiziennes observé dans les racines de pois chiche inoculé par les CMA observées au microscope optique GRX40 37

Figure 24 : Fréquence et intensité de mycorhization des plante de pois chique 38

Liste des Tableaux

Tableau 01 : Les caractéristiques des principaux types de mycorhizes	10
Tableau 02 : L'abondance relative des différents types de spores présentes dans rhizosphère du pois chiche cultivé dans deux régions (Boumedfaa et Oued zeboudj)	29

.....

Sommaire

Résumé

Dédicace

Remerciement

Liste des abréviations.

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction

Partie recherche bibliographique

1. Généralités sur les légumineuses	1
2. Intérêts des légumineuses	1
3. La production des légumineuses alimentaires en Algérie	2
4. Le Pois chiche	3
4. 1. Origine	3
4. 2. Taxonomie	4
4. 3. Morphologie	4
4.4.La production du pois chiche en Algérie	6
5. Le partenaire bactérien rhizobia	7
5.1 Généralités	7
5. 2.la spécificité d'hôte lors de la symbiose	7
5. 3.Les rhizobia associées au pois chiche	8
6.Lesmycorhizes.	8
6.1. Origine et généralités	8
6. 2.classification des mycorhizes	9
6. 3.Les Mycorhizes arbusculaires (CMA°).	11
6. 4.Les différents stades de développement de la symbiose mycorhizienne	13
a. Germination de la spore.	13
b. Formation de l'appressorium	13
c. Développement intra racinaire	14
d. Développement de la phase extramatricielle	
7. Le phosphore	15
7. 1. Le Phosphore dans le sol.	15

7. 2. L'effet du phosphore sur la croissance des racines, des pousses et la productivité des légumineuses.	16
7.3. Les réponses de la plante à une carence en phosphore	17
8. Les bénéfices et l'importance des CMA	18
8.1. Les bénéfices pour les CMA	18
8. 2. Bénéfices pour la plante	18

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

1. Matériel	20
1. 1. Le Sol	20
1. 2. Le Matériel Végétal	20
2. Méthodes	21
2. 1. Evaluation de l'abondance des spores de CMA dans les champs cultivés en PoisChiche	21
2. 1. 1. Tamisage du sol	21
2. 1. 2. Centrifugation	21
2. 1. 3. Récupération des spores	21
2. 1. 4. Estimation de la densité des spores	21
2.2. Multiplication des champignons mycorhiziens et préparation de l'inoculum fongique	22
2. 2. 1. Germination des graines et culture des plantes	22
2. 2. 2. Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne de l'inoculum	22
a. Eclaircissement	22
b. Coloration	22
C. Estimation de la colonisation mycorhizienne a arbuscule	23
2. 3. La culture des pois chiches	24
2. 3. 1. Mise en pots des plantules et inoculation	24
2. 3. 2. Dispositif expérimental	25
2. 3. 3. Estimation du poids sec des parties racinaires et aériennes des plantes	26
2. 3. 4. Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne du pois chiche	26
2. 3. 5. Etude statistique	27

Résultats et discussions

1. Abondance et caractéristique des spores isolée	28
2. Production de l'inoculum mycorhizien	30
3. Estimation de l'effet de l'inoculation sur la croissance du pois chiche	31
4. Evaluation du taux de mycorhization	37
Conclusion	39
Références bibliographiques	

Annex

Annexe 1 : Composition des colorant et reactifs utilisees

Annexe2 : composition de la solution nutritive de HOAGLAND(1938).

Annexe 3 : Les compositions de solution de Valdez 1996

Annexe4: Analyses statistiques

Introduction :

Au cours des dernières années, le monde a connu une croissance démographique fulgurante, entraînant une hausse considérable des besoins alimentaires. Pour répondre à cette demande croissante, il est devenu crucial d'augmenter les rendements agricoles. Cependant, ces rendements sont souvent limités par une dégradation de la qualité des sols. La déficience en phosphore (P) est un problème majeur qui affecte une grande partie des sols algériens. Cette carence en nutriment essentiel limite la croissance et le développement des plantes, réduisant ainsi considérablement les rendements agricoles (Bouhania-Zehri, et Mouret 2014). Les légumineuses sont des sources alimentaires importantes pour lutter contre la faim et la malnutrition (Brilhante *et al.*, 2021). Leur introduction dans les systèmes de culture apparaît comme une solution prometteuse pour gérer la fertilité des sols. En effet, ces plantes ont la capacité d'établir des symbioses bénéfiques avec des bactéries rhizobiums (Taylor *et al.*, 2020). Il est connu que les légumineuses disposent d'un système racinaire moins développé par rapport aux graminées ce qui limite l'absorption du phosphore qui diffuse très lentement à travers la solution du sol vers la rhizosphère (Munns et Mosse, 1980). Face à ce problème les plantes utilisent diverses stratégies adaptatives pour améliorer la disponibilité du P dans le sol et leur efficacité d'absorption, notamment l'association avec Les champignons mycorhiziens arbusculaires.

Les deux types de symbioses rhizobienne et mycorhizienne jouent un rôle essentiel dans l'amélioration de la fertilité du sol. La fixation symbiotique de l'azote, processus réalisé par les rhizobiums, dépend étroitement de la disponibilité en phosphore. En effet, elle requiert une quantité importante d'énergie sous forme d'ATP. (Andrews et Andrews, 2017 ; Sabagh *et al.*, 2020). L'effet des mycorhizes sur l'absorption de l'azote, quant à lui, semble indirect. En favorisant une meilleure assimilation du phosphore, les mycorhizes stimulent indirectement la fixation de l'azote atmosphérique (N₂).

Les légumineuses alimentaires en Algérie ont toujours occupé, sur le plan de la superficie, le troisième rang après les céréales et les fourrages. Leur superficie est de l'ordre de 90 mille ha représentant 0,21 % de la superficie agricole totale en 2014. Le pois chiche (*Cicer arietinum*L) occupe une place importante parmi les légumineuses alimentaires en raison de sa valeur nutritionnelle, agronomique et économique (Hamadache et Ait Abdallah, 1998). L'Algérie produit chaque année environ 22000 tonnes de pois chiche sur une superficie d'environ 33295 ha (FAO, 2016). Mais à ce niveau, la productivité et la production demeurent trop faibles. Afin de combler ce déficit de production en pois chiche et de satisfaire les besoins de la population algérienne, des efforts importants des cultivateurs et des responsables de l'agriculture ont permis une augmentation remarquable en rendement, 25497 hg/ha en 2015, 22961hg/ha en 2016 et 28553hg/ha en 2017 (FAOSTAT, 2017).

Bien que la production du pois chiche fût importante dans la wilaya d'Ain Defla, sa culture a été abandonnée depuis les années 70. Cependant depuis 2017 l'état a relancé la culture du pois chiche dans cette région (Le Soir d'Algérie, 2019).

L'objectif de cette étude est de tester l'effet de communauté mycorhizienne de deux régions de la wilaya de Ain Defla sur la croissance de deux génotypes de pois chiche (Seraidi et Beni Chogran) sous déficience en phosphore afin de sélectionner l'inoculum performant pour l'augmentation du rendement du pois chiche.

1. Généralités sur les légumineuses

Avec plus de 20 000 espèces réparties en 800 genres, les légumineuses, également connues sous le nom de Fabacées, constituent la troisième famille la plus importante des plantes à fleurs (Petr *et al.*, 2017). Ces plantes dicotylédones produisent des fruits en forme de gousses et sont largement appréciées pour leur contribution à l'alimentation humaine et animale. Leur importance les place parmi les cultures les plus cultivées à travers le monde.

La famille des légumineuses est classiquement divisée en trois sous-familles, principalement différenciées par leurs fleurs ; Les Mimosoideae (parfois considérée comme la famille Mimosaceae avec quatre tribus et 3 270 espèces) ; Papilionoideae (ou famille Fabaceae/Papilionaceae avec 28 tribus et 13 800 espèces) et Caesalpinoideae (ou famille Cesalpiniaceae avec quatre tribus et 2 250 espèces) (Lewis *et al.*, 2005 ; Smýkal *et al.*, 2015).

Dans le domaine agricole, on distingue 2 types de légumineuses : les légumineuses fourragères (luzerne, trèfles) et les légumineuses alimentaires. Ces dernières se divisent en 3 groupes : les « légumes secs » (lentilles, pois cassés, pois chiches, fèves, haricots secs...), les oléagineux (arachide, soja ...) et les légumes à gousses (petit pois, haricots verts...) (Rémond et Walrand, 2017).

Les légumineuses sont d'un intérêt stratégique renforcé tant pour leur capacité à fournir de l'azote à faible coût aux systèmes de culture, que pour leurs répercussions environnementales. Ils constituent une voie pour améliorer la fertilité des sols et les rendements des cultures (Baudoin, 2001) grâce à leur aptitude à fixer l'azote atmosphérique ; d'après Yadav et Verma, (2014), environ 200 millions tonnes d'azote atmosphérique sont fixés annuellement

2. Intérêts des légumineuses

Les fabacées ont une grande importance économique, agronomique, écologique et nutritionnelle (Balázs *et al.*, 2021). Elles constituent une source essentielle de protéines pour de nombreuses populations à travers le monde, notamment grâce à des espèces comme le soja, le haricot et l'arachide. En effet, après les céréales, les légumineuses sont considérées comme la deuxième source de nourriture la plus importante au niveau mondial (Kouris-Blazos et Belski, 2016), comblant au minimum 33% des besoins en protéines (Vance *et al.*, 2003).

Leur popularité s'explique par leur richesse nutritionnelle : les légumineuses présentent une teneur élevée en protéines (entre 20% et 40%), une faible teneur en matières grasses, des fibres alimentaires (entre 5% et 37%), des glucides complexes (environ 60%) et une variété de minéraux et vitamines essentiels (Maphosa et Jideani, 2017)

Parmi les légumineuses alimentaires, les haricots, les pois chiches, les pois et les fèves se distinguent comme des sources majeures de protéines pour la consommation humaine. On les qualifie parfois de "viande maigre pour les pauvres" (IRAD, 2013). Leur intégration dans les régimes alimentaires, en particulier dans les pays en développement, pourrait jouer un rôle crucial dans la lutte contre la malnutrition (Maphosa et Jideani, 2017).

Au-delà de leur valeur nutritive remarquable, les légumineuses sont également appréciées pour leurs contributions économiques, culturelles, physiologiques et médicinales, dues à leur richesse en composés bioactifs bénéfiques (Phillips, 1993 ; Bouchenak et Lamri Senhadji, 2013 ; Rémond et Walrand, 2017). Des études ont démontré que la plupart des composés bioactifs présents dans les légumineuses possèdent des propriétés antioxydantes, qui contribuent à la prévention de certaines maladies (Lee et Lee, 2009 ; Maphosa et Jideani, 2017 ; Zhang *et al.*, 2020).

Les légumineuses occupent une place centrale dans les systèmes agraires du monde entier. Elles revêtent un intérêt agronomique particulier en tant qu'engrais vert, grâce à leur capacité exceptionnelle à fixer l'azote atmosphérique (Borget, 1989). Cette caractéristique unique est rendue possible par la présence de nodosités sur leurs racines. A l'intérieur de ces structures, des bactéries symbiotiques appartenant à la famille des Rhizobiaceae s'associent aux légumineuses pour transformer l'azote atmosphérique en azote organique (NO₃), contribuant ainsi à la fertilisation des sols (Duc *et al.*, 2010 ; (Schulte *et al.*, 2021).

L'agriculture biologique, qui vise à produire une alimentation de qualité tout en préservant les ressources naturelles, trouve dans les légumineuses un allié précieux. En effet, ces plantes permettent de remplacer les apports d'engrais minéraux par des fertilisants organiques et par la fixation symbiotique d'azote (Van Bol, 2000). Selon Yadav et Verma (2014), environ 200 millions de tonnes d'azote atmosphérique sont fixées annuellement par les légumineuses. De Plus, les légumineuses établissent également des associations avec d'autres bactéries rhizosphériques qui améliorent la croissance des plantes (PGPR) pour assurer une partie de leur nutrition en éléments minéraux, phytohormones, et pour leur défense contre les agents pathogènes. elles s'associent également à des endo et/ou écotomycorhizes pour leur nutrition hydrique et leur défense contre les agents pathogènes (Liu *et al.*,2020)

3. La production des légumineuses alimentaires en Algérie

En Algérie, les légumineuses comestibles occupent une place prépondérante dans le système de culture et le système alimentaire (Boudjenouia *et al.*, 2003). Il existe de nombreux types de légumineuses, mais les statistiques entre 2016 et 2017 montrent que la production de légumes secs en Algérie (par type de légumes) est marquée par une production importante de la fèves-féveroles avec environ 500.000

quintaux suivi dans l'ordre décroissant de pois chiches, lentilles, pois secs, haricots secs et enfin la gesse (Figure1)

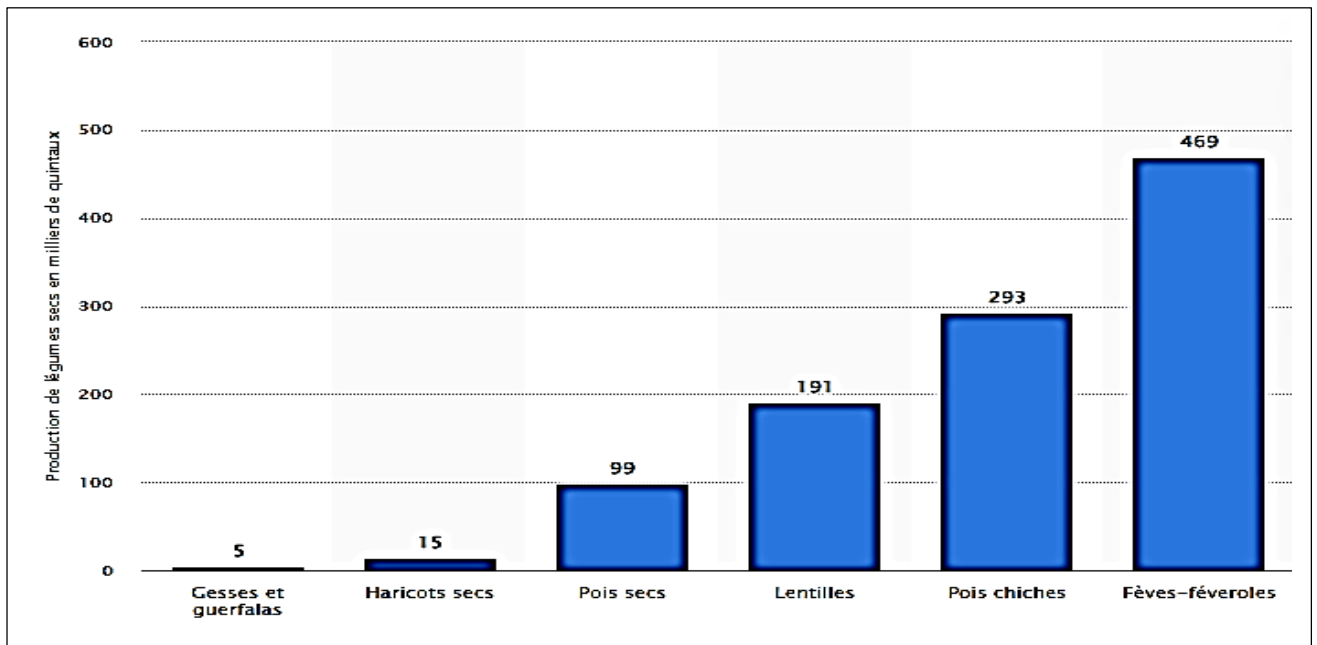


Figure 1 : statistique de la production de légumes secs en Algérie entre 2016 et 2017, par type de légume Publié par [Statista Research Department](#), 17 mai 2023

4. Le Pois chiche

4.1.Origine

Le pois chiche cultivé, *Cicer arietinum*L., est la première légumineuse à graines à être domestiquée dans le vieux monde, il y a environ 7000 ans (Hannan *et al.*, 2001). Il est identifié, en même temps que le blé et l'orge, comme partie intégrante de l'évolution de l'agriculture (Redden et Berger, 2007). Il est probablement originaire de l'actuel sud-est de la Turquie et les régions voisines de la Syrie (Sharma et muehlbauer, 2007). Plus tard il se propagea vers l'Inde, le moyen orient et les pays du bassin méditerranéen (Singh *et al.*, 2013). Le pois chiche fait partie de l'agriculture pratiquée avant 10000 ans dans le croissant fertile (Pratap et Kumar, 2011) allant de l'ouest iranien vers le Sud-Est turque en passant par l'Irak, la Jordanie et la Palestine et fut développé pour répondre aux besoins nutritionnels humains (Redden et Berger, 2007). Les Phéniciens l'ont aussi importé et cultivé au Sud de l'Europe. En passant par l'Afghanistan, le pois chiche est arrivé en Inde il y'a environ deux siècles (Gastronomic). En Afrique du Nord, le pois chiche se nomme « ikiker » en langue Tamazight; il est connu et cultivé il y'a environ 5000 ans, avant l'arrivée des Phéniciens, (Ikonet). La culture du pois chiche connaît une expansion dans les pays où son introduction est récente, comme l'Australie, la Nouvelle-Zélande, les Etats-Unis et le Canada. (Bejiga et Van der Maesen, 2006).

4.2. Taxonomie

Le pois chiche cultivé, scientifiquement connu sous le nom de *Cicer arietinum*, est l'unique espèce domestiquée du genre *Cicer* (Keremetal, 2007). Il était initialement classé sous la tribu des Viceae. Cependant, en 1977, Kupicha a présenté une taxonomie détaillée mettant en évidence les différences morphologiques entre *Cicer* et les autres genres de cette tribu. Depuis lors, il est classé dans la tribu monogénérique des *Cicereae* (Singh *et al.*, 2013).

Le genre *Cicer* comprend un grand nombre d'espèces qui ont été décrites par Vander-Maesen (1979) (dans Benmbarek, 2011). Van der Maesen *et al.* (2007) a décrit les espèces de ce genre et il les a réparti en trois groupes :

- **Espèces annuelles sauvages** : *C. reticulatum*, *C. echinospernum*, *C. bijucum*, *C. judaicum*, *C. pinnatifidum*, *C. cuneatum*, *C. yamashitae*, *C. chorassanicum*;
- **Espèces pérennes sauvages** : *C. montbretii*, *C. microphyllum*, *C. rechingeri*, *C. anoticum*, *C. floribundum*, *C. pengens*, *C. graecum*;
- **Espèce annuelle cultivée** : *C. arietinum* L.

D'un point de vue pratique, le pois chiche est classé selon deux types Kabuli et Desi. (Figure 2)

- Le premier est cultivé dans la région méditerranéenne, l'ouest de l'Asie, le nord de l'Afrique, l'Autriche, l'Amérique du nord. Il se caractérise par de grosses graines (macrosperma) jusqu'à deux fois la taille d'un pois, de couleur blanches ou beiges de 0,2 à 0,6 g avec un tégument fin, des fleurs blanches et une tige non pigmentée. ,
- Le type Desi (microsperma) est à fleurs colorées, une tige pigmentée et des graines de 0,1 à 0,2.g dont le tégument est foncé. Sa culture est pratiquée essentiellement en Asie (Kumar *et al.*, 2012). Un troisième type de pois chiche existe (*Culabi*), ce type se caractérise par des graines lisses, et de couleur claire (Braun *et al.*, 1988)

4.3. Morphologie

Le pois chiche est une plante annuelle, herbacée après émergence puis lignifiée avec l'âge. C'est une espèce diploïde ($2n=16$ chromosomes). La tige est érigée, anguleuse, couverte de poils et mesure entre 30 et 50 cm de hauteur. A une certaine hauteur, selon les génotypes, la tige de pois chiche se ramifie en deux ou trois branches, pour donner des ramifications secondaires et par la suite des ramifications tertiaires. La plante peut alors présenter un port soit étalé, soit semi dressé (Slama, 1998). Les feuilles comprennent de 9 à 15 folioles ovales et dentelées, de 7 à 15 mm, imparipennées (pennée avec foliole terminale) avec un pétiole de 1 à 2,5 mm. Les faces inférieures sont couvertes de poils renfermant des glandes qui synthétisent des acides organiques tels que l'acide oxalique (Ladizinsky et Abbo, 2015). Les fleurs sont blanches, violettes ou bleues (Ladizinsky et Abbo, 2015). Elles sont zygomorphes, typiquement papilionacées, solitaires (Duke, 1981) ou en grappes de deux insérées sur des pédoncules axillaires à l'aisselle des feuilles et au niveau des bifurcations (Benmbarek, 2011) (Figure 2). Le

système racinaire est composé d'une racine principale longue robuste et pivotante qui peut atteindre un mètre de profondeur et des racines secondaires traçantes dotées de nodosités qui fixent l'azote atmosphérique (Duke, 1981; Cubero, 1987). La croissance de la plante s'arrête au démarrage de la floraison, ce qui lui permet d'explorer un grand volume de sol et lui conférer une tolérance à la sécheresse (Slama, 1998). De forme ovale, le fruit est une petite gousse, poilue de 2 à 3,5 cm de longueur, renfermant une ou deux graines plus ou moins arrondies et terminées en pointe. L'embryon comprend deux cotylédons réunis à leurs surfaces axiales, une petite hypocotyle (axe embryonnaire) et une radicule (racine embryonnaire) située dans le «bec» de la graine. Il est entouré d'une couche (testa) qui agit comme un revêtement protecteur.

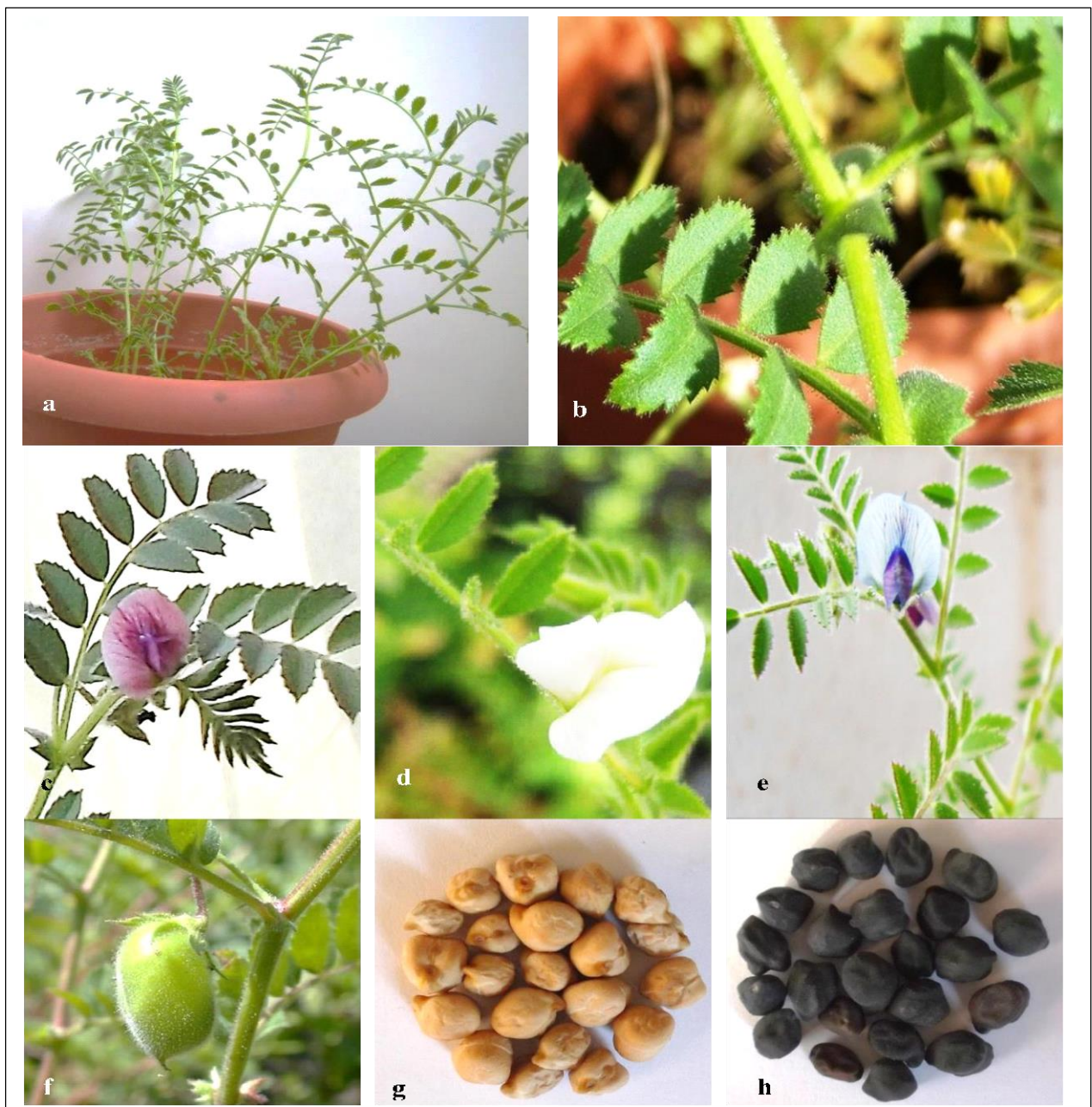


Figure 2 : Caractéristiques morphologiques du pois chiche (*Cicer arietinum* L) :
a : aspect général de la plante (a), aspect de la tige et des folioles du pois chiche (b), fleur pourpre(c), blanche (d),et mauve (e) du pois chiche, aspect de la gousse immature (f), types de graines Kabuli (g) et Desi (h)

4.4. La production du pois chiche en Algérie

Le pois chiche est, en Algérie, la seconde légumineuse alimentaire produite après les fèves (MADR, 2015). L'Algérie occupe la dix-septième place selon la superficie des terres cultivées en pois chiche et la quinzième en production (FAO, 2015). Cette culture est concentrée dans le nord du pays à 150 km de la côte méditerranéenne où se situent la plupart des terres érables (Maatougi *et al*, 1996). Durant les deux dernières décennies 18329 tonnes de pois chiche en moyenne sont produites sur 28 6914 ha, avec un rendement de 0.6 t/ha. Dans l'Ouest du pays, le pois chiche est cultivée principalement à Tlemcen et à Sidi Bel Abbes alors que dans l'Est à Skikda, Guelma (zone littorale et sub-littorale) et Mila (plaines intérieures) et au centre à Bouira, Chlef et Ain Defla (Zaghouane, 1997 ; Hamadache, 2000). Durant la campagne agricole 2016/2017, Ain Témouchent, Tlemcen, Mostaganem, Mascara et Sidi Bel-Abbès, ont emblavé 16 092 hectares, soit, 56,3% de la superficie nationale totale (28 553 ha) occupée par le pois chiche. Par contre, le Nord Est et le Centre ne représentent, respectivement, que 20,4 % et 17 % de la superficie totale (Zeghouane, 2018)

La production de pois chiche en Algérie a commencé à présenter une hausse importante après 2008, année durant laquelle on enregistre les chiffres les plus bas depuis le début du 21^{ème} siècle. La hausse de la production enregistrée ces dernières années peut être attribuée à l'extension des terres réservées aux légumineuses, atteignant durant la saison 2013-2014 une superficie de plus de 33 295 hectares (Figure 2), ainsi qu'à l'adhésion des agriculteurs au programme national de développement des filières légumineuse. Les derniers rapports montrent que la culture du pois chiche occupe une superficie moyenne de 27 000 ha, pour une production nationale qui oscille entre 17800 et 35000 tonnes par an (figure 3) (DSASI, MADRP, 2009-2017).

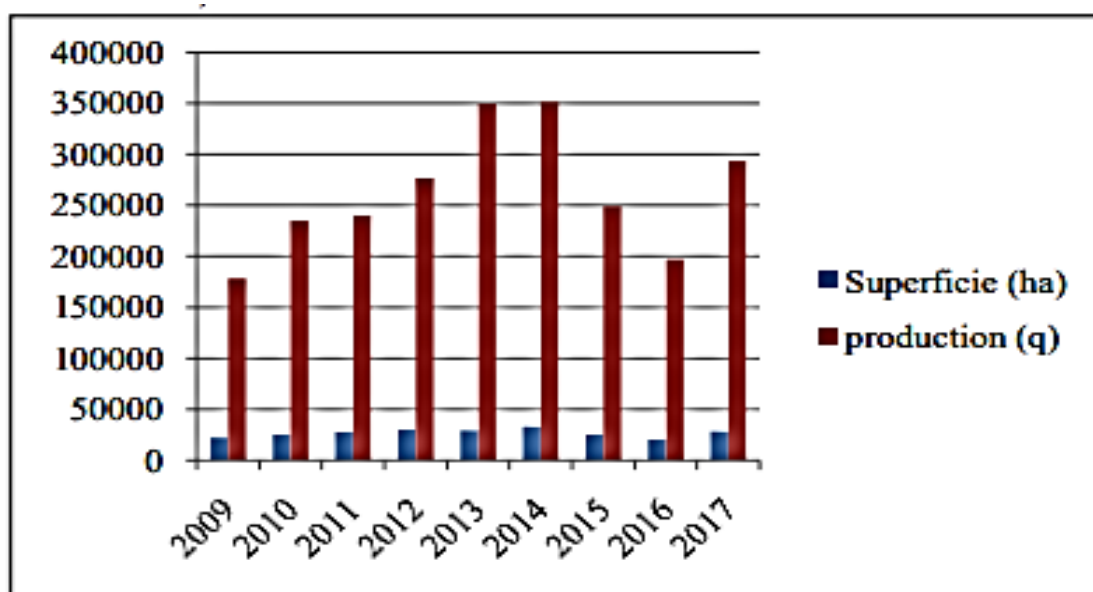


Figure. 3 : Evolution des superficies et des productions du pois chiche en Algérie. (DSASI, 2009-2017).

5. Le partenaire bactérien : rhizobia

5.1. Généralités

Comme la plupart des légumineuses le pois chiche établit une association symbiotique avec les bactéries du sol nommées les Rhizobia appelée aussi les BNL (Bactérie nodulante des légumineuses) (Sprent, 2001 ; Lindström et Martinez-Romero, 2005). Le résultat de cette symbiose est la formation d'un nouvel organe situé au niveau des racines des légumineuses appelé Nodule. Ces nodules sont de véritables organes d'échanges métaboliques entre les bactéries et la plante (Oke et Long, 1999 ; Prell et Poole, 2006) C'est à l'intérieur des nodosités que les rhizobia fixent l'azote atmosphérique (N₂) et le réduisent en ammoniac (NH₃) qui sera utilisé par la plante hôte (Brewin, 1991). En contrepartie la plante fournit aux bactéries les substrats carbonés nécessaires.

Le nodule représente une niche écologique pour les rhizobia, où elles peuvent se multiplier en grand nombre avant de se différencier en bactéroïdes et fixer l'azote atmosphérique (Verma, 1992 ; Haag *et al.*, 2013) grâce à l'enzyme la nitrogénase ; mais cette dernière est sensible à l'oxygène. Le nodule est considéré comme une niche adéquate qui permet à cette enzyme de fonctionner, où le taux de l'oxygène est réduit par la présence de la Léghémoglobine.

5.2. La spécificité d'hôte lors de la symbiose

La symbiose plante-rhizobia est caractérisée par une grande spécificité ; En effet, une espèce de légumineuse ne peut être nodulée que par un certain nombre de bactéries (Tilak *et al.*, 2005), car elle devra trouver un partenaire microbien, adapté à son environnement et capable d'assurer la mise en place d'une symbiose efficace. L'établissement de cette association est contrôlé par un dialogue moléculaire entre les deux partenaires tout au long du processus de nodulation (Figure 3).

Présents à l'état libre dans la rhizosphère, les rhizobia répondent par un chimiotactisme positif aux exsudats racinaires produits par la plante comme les acides aminés, les sucres, les acides dicarboxyliques et des composés plus spécifiques : les flavonoïdes (Van Rhijn et Vanderleyden, 1995; Bais *et al.*, 2006; Shaw *et al.*, 2006 ; Sugiyama *et al.*, 2007 ; Hassan et Mathesius, 2012). Le catabolisme de ces substrats permet aux rhizobiums de proliférer autour des racines de la plante (Hynes et O'Connell, 1990 ; Boivin *et al.*, 1991; Goldman *et al.*, 1991). Il va alors s'établir entre la bactérie et la plante-hôte un dialogue moléculaire (Figure 4). En fait, la formation de nodosités survient quand les rhizobiums pénètrent leurs hôtes d'une manière strictement coordonnée et contrôlée. Les exigences génétiques de la reconnaissance spécifique sont partagées entre le rhizobium et la plante hôte. Chacun des deux partenaires possède des gènes qui ne sont exprimés que lors de la présence de l'autre (Djordjevic *et al.*, 1987).

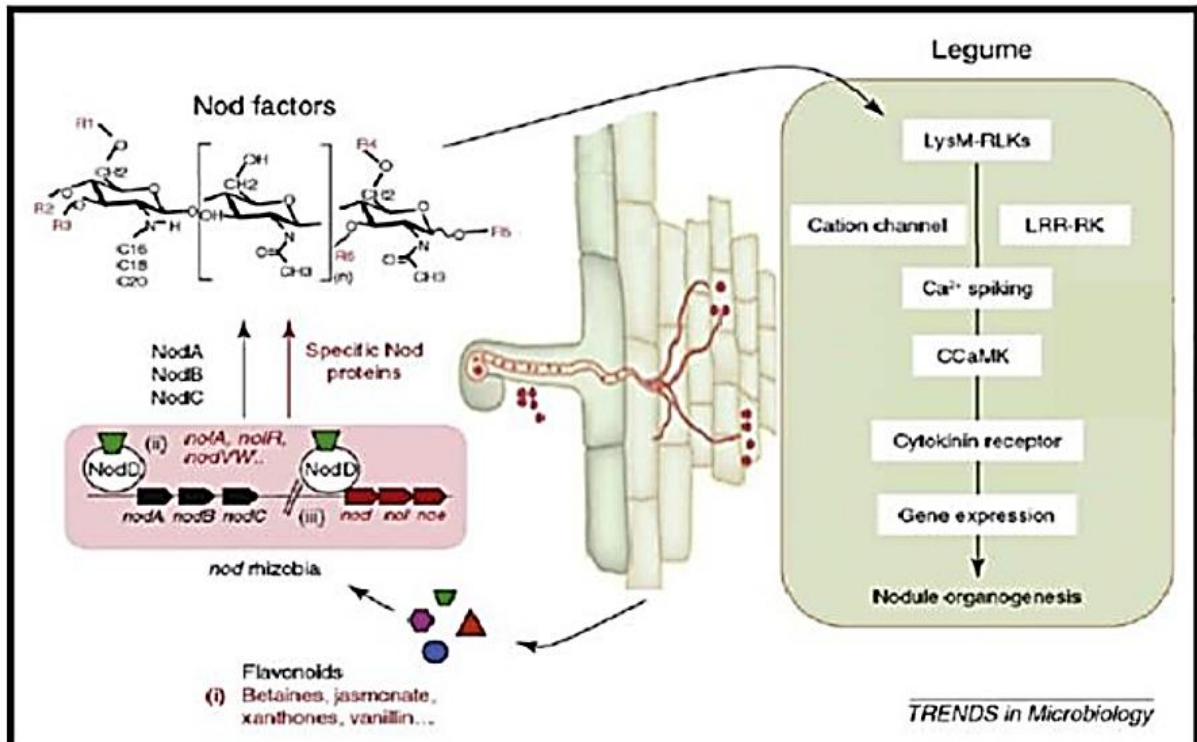


Figure 4: Stratégies de nodulation chez les rhizobia

5.3. Les rhizobia associées au pois chiche

Les espèces du genre *Mesorhizobium* sont reconnues comme étant le partenaire spécifique du pois chiche (Jarvis *et al.*, 1997). *Mesorhizobium lotie* est la première espèce à être déterminée. Cependant, plusieurs autres espèces sont transférées à ce genre, parmi lesquelles les deux espèces *M. ciceri* et *M. mediterraneum*, qui sont connues comme symbiotes spécifiques du pois chiche (Nour *et al.*, 1995). Des études récentes montrent que le pois chiche est capable d'établir des symbioses avec plusieurs espèces de *Mesorhizobium*. Notamment, les espèces : *M. amorphae*, *M. loti*, *M. huakuii*, *M. opportunistum*, *M. muleiense* et *M. tianshanense* (Dekkiche, 2017). D'autres espèces appartenant à d'autres genres ont montré leur aptitude de former des nodules efficaces sur les racines du pois chiche comme, *Rhizobium*, *Burkholderia* et *Ensifer* (Chiarini *et al.*, 2006 ; Dekkiche *et al.*, 2017)

6. Les mycorhizes

6.1 Origine et généralités

Du grec « mukos », signifiant champignons, et « rhiza », signifiant racines (Sahraoui, 2013). Les mycorhizes sont des associations symbiotiques entre les racines des plantes et certains champignons présents dans le sol. Le nouvel organe hybride est constitué du tissu de la plante hôte et de champignons mycorhiziens (ou symbiotes fongiques), grâce auxquels chaque partenaire optimise son développement (Châtaigner et Duponnois, 2017).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont les champignons les plus abondants dans les sols; ils constituent 5 à 50% de la biomasse microbienne des sols (Olsson *et al.*, 1999). La biomasse des hyphes mycorhiziens peut varier de 54 à 900 kg par hectare (Zhu et Miller, 2003).

Ces champignons du sol appartiennent à un nouveau phylum, Glomeromycota, qui a une origine ancestrale supposée au moins de 460 millions d'années (Redecker *et al.*, 2000; Schuëbler *et al.*, 2001). En raison de cette ancienne association avec les plantes, les champignons MA ont peut-être perdu leur capacité à vivre et à compléter leur cycle de vie en l'absence du partenaire végétal (Brundrett, 2004). En raison de leur expansion dans les écosystèmes terrestres, les plantes ont des stratégies liées à leur adaptabilité. Dont les champignons mycorhiziens ". Cette symbiose plante-champignon est connue pour être la plus répandue dans les écosystèmes terrestres (Smith et Reading, 2008). La symbiose mycorhizienne est omniprésente, présente dans presque toutes les espèces végétales et peut apporter des avantages mutuels aux deux symbiotes. Cette symbiose a des conséquences importantes pour les échanges des éléments nutritifs dans le sol, étant donné que les champignons MA fournissent aux plantes hôtes des nutriments essentiels, tels que le phosphate, quand il est rare ou a une faible mobilité dans la solution du sol. À son tour, le carbone photosynthétique est transporté dans le sol par l'intermédiaire du transfert de sucre à partir de la racine à leurs champignons symbiotiques, qui transloquent plus tard ce carbone sous forme de lipides et de sucres dans le mycélium externe qui se propage dans le sol (Bago *et al.*, 2003). En échange des nutriments, la plante peut fournir au champignon jusqu'à 20% du produit de sa photosynthèse sous forme de carbohydrates (Bago *et al.*, 2000; Bago *et al.*, 2003 ; Harrison, 2005)

6.2. Classification des mycorhizes

La classification mycorhizienne est basée sur les caractéristiques anatomiques de l'interface racine-champignon et sur la classification taxonomique des champignons et des plantes hôtes (Powell et Klironomos, 2007) et Il existerait sept principaux types de mycorhizes

Les structures générées par l'association mycorhizienne peuvent être classées sur la base de critères écologiques, morphologiques et physiologiques (Smith et Read, 2008) (Tableau 1). On distingue sept principaux types de mycorhizes connues sous les noms de mycorhizes arbusculaires, d'ectomycorhizes, d'ectendomycorhizes, de mycorhizes arbutoïdes, de mycorhizes éricoïdes et de mycorhizes à orchidées (Wang et Qiu, 2006 ; Powell et Klironomos, 2007 ; Garbaye, 2013). Il est important de noter que les ectomycorhize et les endomycorhizes arbusculaires (AM) sont les plus fréquents dans le pourtour méditerranéen et les mieux étudiés

Tableau 1 : Les caractéristiques des principaux types de mycorhizes. (Smith et Read, 2008)

Types de mycorhize	Mycorhize à arbuscules	Ectomycorhizes	Ectendomycorhizes	Mycorhize arbutoïdes	Mycorhize monotropoïdes	Mycorhize éricoïdes	Mycorhize orchidoïdes
Hyphes septés	-	+	+	+	+	+	+
Hyphes non septés	+	-	-	-	-	-	-
Colonisation	+	+	+	+	+	+	+
intracellulaire arbuscules	+	-	-	-	-	-	-
Peletons	-	+	+	+	+	+	+
Manteau	-	+	+ OU -	+OU -	+	-	-
Réseau de hartig	-	+	+	+	+	-	-
Chlorophylle	-(+)	-	-	-	+	+	+*
Taxons fongiques	Glomérocètes	Basidiomycètes Ascomycètes (Gloméromycètes)	Basidiomycètes Ascomycètes	Basidiomycètes	Basidiomycètes	Ascomycètes	Basidiomycètes

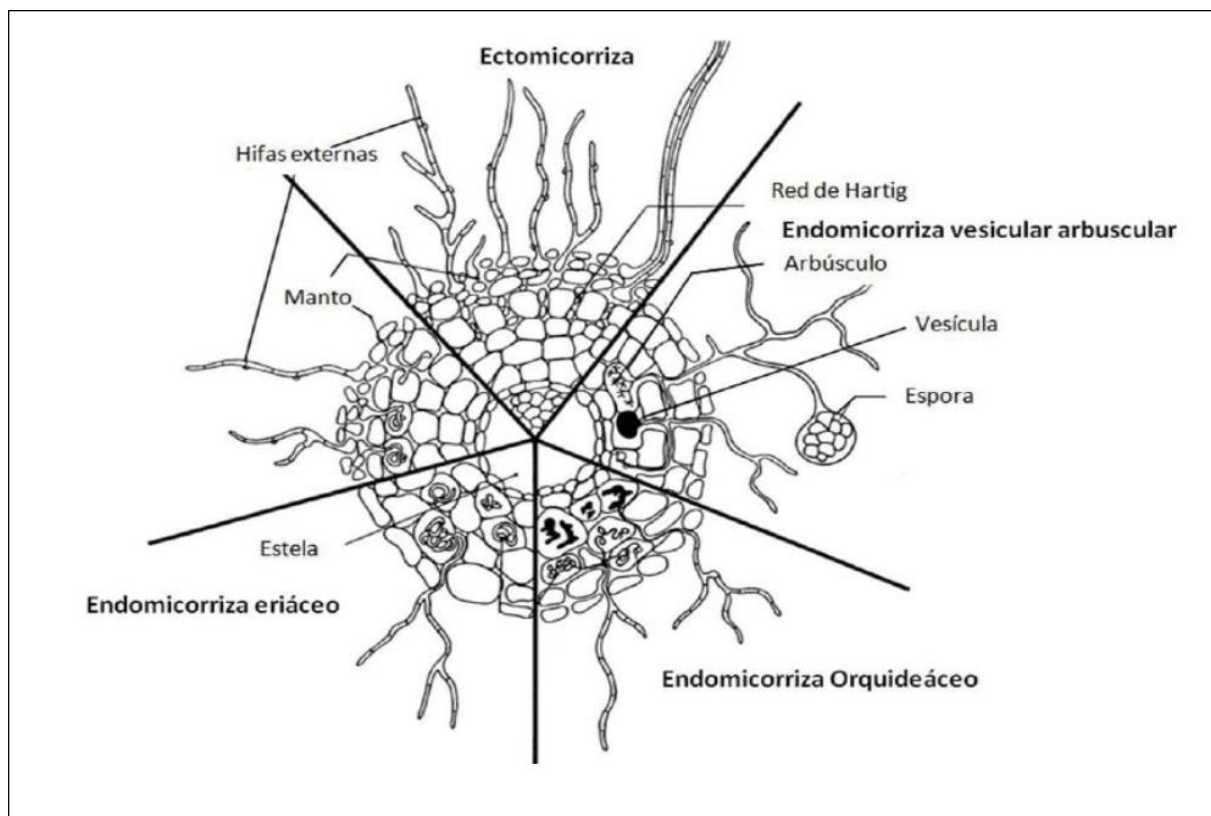


Figure 5. Représentation schématique des principaux types mycorhiziens actuels (Selosse et Le Tacon,

2001)

6.3. Les Mycorhizes arbusculaires (CMA):

Les champignons AM sont le type mycorhizien le plus courant et représentent plus de 80 % des plantes terrestres, presque toutes les plantes cultivées y sont associées (Hadj-Sahraoui, 2013 ; Smith et Read, 2008). Les champignons AM ne représentent qu'un petit groupe de champignons dans le phylum Glomeromycota et à quelques exceptions près, sont hétérotrophes pour le carbone (C) et sont donc obligatoirement associés à des plantes pour obtenir leur carbone et ainsi accomplir leur cycle de vie (Peterson *et al.*, 2003 ; Smith et Read, 2008).

Les mycorhizes arbusculaires sont des mycorhizes formant une symbiose mycorhizienne arbusculaire avec des plantes, identifiées sur la base de la morphologie fongique intraradiculaire. Le terme arbusculaire fait référence aux arbuscules, qui sont des structures hyphales finement et hautement ramifiées considérées comme les principaux sites d'échange de nutriments, en raison de leurs branches abondantes et de leurs membranes périarbusculaires, qui peuvent être trouvés dans les mycothalles colonisées par les champignons AM (Akiyama et Hayashi, 2006 ; Smith et Lire, 2008). De la diversité structurelle du modèle de développement arbusculaire, déterminé aussi bien par les plantes que par les champignons, on peut distinguer deux grandes classes d'associations : Les Arum et Mycorhizes de Paris, du nom des plantes dans lesquelles elles ont été observées à l'origine. L'Arum-type regroupe la plupart des plantes et formes cultivées hyphes intercellulaires et arbuscules, tandis que le type Paris est typique de nombreux arbres et forêts herbacées avec leurs intracellulaires hyphes, spirales et arbuscules bobines (Figure 6). Le type de la colonisation mycorhizienne est déterminé par la plante hôte, des expériences ont montré que le même champignon peut former les deux types de la colonisation, en fonction de l'espèce végétale (Cavagnaro *et al.*, 2001; Dickson, 2004).

Les arbuscules ne sont pas les seules structures caractéristiques des champignons AM. Les champignons AM produisent également des hyphes intraradiculaires formant des vésicules de stockage (des lipides contenant des portions élargies d'hyphes) dans la plupart des genres, et un mycélium extraradical avec des spores (Peterson *et al.*, 2003 ; Smith et Read, 2008).

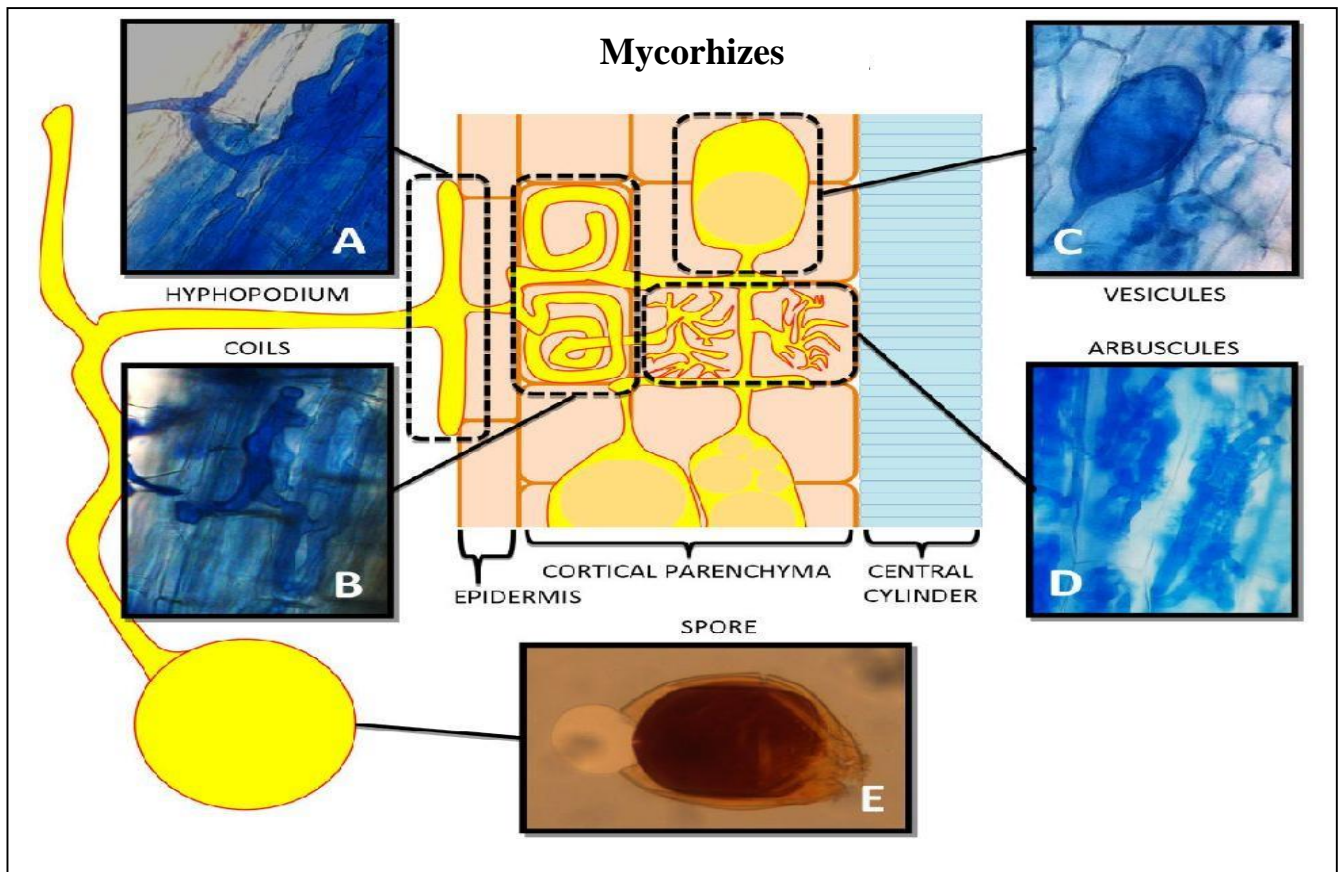


Figure 6 : Schéma représentant les structures inter et intracellulaires formées par les deux types de mycorhizes arbusculaires (Andrea *et al.*, 2014).

(A) : le champignon pénètre à travers un hyphopodium, coloré avec du bleu de coton à 0.1% rencontré dans les racines de *Camellia japonica* L. (B, C, D) : des hyphes intracellulaires, des vésicules extracellulaires et des arbuscules intracellulaires au sein du parenchyme cortical sans entrer dans le cylindre central. (E) : une spore de *Scutellospora* sp. colorée avec le réactif de Melzer.

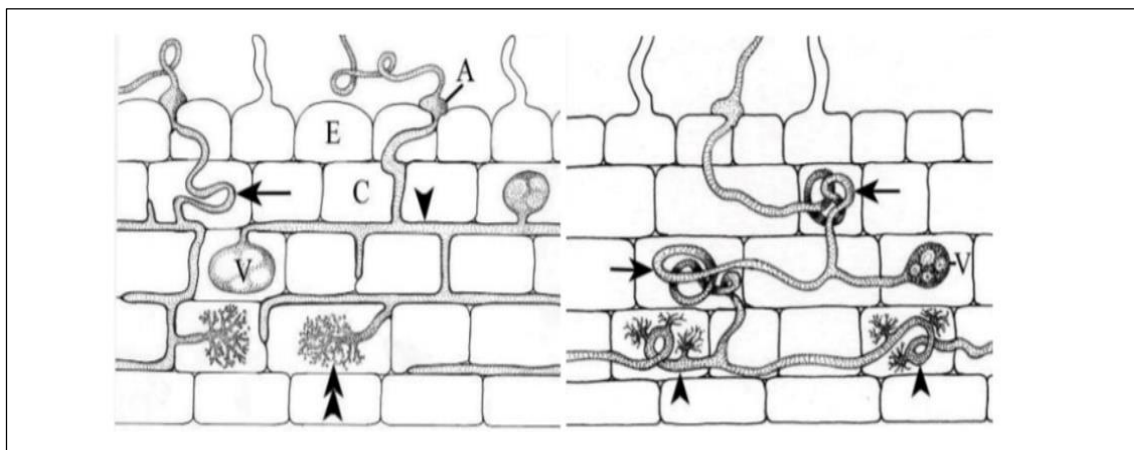


Figure 7 : Représentation schématique des principaux types de la colonisation du cortex racinaire par les Glomérômycètes formant des endomycorhizes arbusculaires. (Garbaye, 2013)

6.4. Les différents stades de développement de la symbiose mycorhizienne

a. Germination de la spore

Les conditions physiques, chimiques et microbiologiques adéquates pour stimuler une spore en dormance et provoquer sa germination sont variables. Dans la nature, des interactions complexes entre plusieurs facteurs tels que le pH du sol, la température, l'humidité, les éléments nutritifs organiques et minéraux des racines, leurs exsudats et leur composition microbienne peuvent déclencher la germination de la spore (**Fig. 8-A**). Les exsudats racinaires et les composés volatiles tel que le CO₂ provenant de la respiration racinaire, peuvent déclencher la germination des spores et le début de croissance du tube germinatif (**Fig. 8-B**). Dans certains cas les exsudats racinaires déclenchent également une croissance et un développement rapide des hyphes mycéliens qui ne peuvent se réaliser que lorsque la plante hôte n'est pas loin (Krishna, 2005, Zeramdini, 2009). Si, après sa croissance le tube germinatif ne rencontre pas une racine compatible, sa croissance s'arrête et le filament dégénère (Duhoux et Nicole, 2004).

b. Formation de l'appressorium

Le développement de la symbiose commence au moment où l'hyphe contacte la racine de la plante hôte (**Fig. 8-C**). S'en suit une adhésion puis la formation d'un appressorium à partir duquel se développera la phase intra-racinaire du champignon (Smith et Read, 2008). Cette pénétration se fait par pression mécanique mais aussi par production d'enzymes hydrolytiques qui dégradent la paroi cellulaire de l'hôte. Entre le premier rattachement de l'hyphe sur la racine et la pénétration intercellulaire, il s'écoule généralement trois jours (Bécard et Fortin, 1988).

c. Développement intra-racinaire

Une fois que le champignon pénètre dans la racine, soit par les cellules rhizodermiques directement ou par les poils absorbants ou les cellules suberifiées, l'hyphe colonise immédiatement les espaces intra-et inter-cellulaires du cortex externe (**Fig. 8 D, E et F**). Le développement intra-cellulaire du champignon est caractérisé par une production d'arbuscules (Krishna, 2005). Les arbuscules sont produits progressivement dans les assises cellulaires corticales les plus internes, ils constituent ainsi une très grande surface de contact où les deux partenaires sont très proches (Duhoux et Nicole, 2004). L'hyphe ne pénètre pas directement dans le protoplasme, puisqu'il est entouré comme toutes les structures fongiques intracellulaires par la membrane péri-arbusculaire. Au bout de deux jours l'arbuscule est bien développé dans le compartiment apoplastique de la cellule corticale (Smith et Read, 2008). La durée de vie des arbuscules est de quelques jours ; puis ils dégèrent, sans léser la cellule hôte. L'initiation, le développement et la disparition de l'arbuscule dure de quatre à quinze jours. Certaines espèces de CMA, forment des vésicules après la résorption des arbuscules, elles sont produites à l'intérieur du cortex racinaire. Ce sont des structures de stockage lipidiques. A ce

stade, la mycorhize est formée. Beaucoup d'espèces de CMA produisent aussi avant la formation des arbuscules, des enroulements d'hyphes intracellulaires, dans les assises périphériques du parenchyme cortical, et c'est dans les assises les plus internes de ce tissu que se forment les arbuscules (Smith et Read, 2008)

d. Développement de la phase extramatricielle

A partir des mycorhizes les hyphes se développent très rapidement et intensivement dans le sol, constituant la phase extra-matricielle (Bécard et Fortin, 1988). Cette phase qui constitue la mycorhizosphère joue un rôle primordial dans la symbiose. En se propageant et en colonisant un grand volume de sol, le mycélium extra racinaire acquiert des nutriments inaccessibles aux racines et les transfère vers les cellules hôtes (Fortin *et al.* 2008). Cette phase permet aussi une colonisation de nouvelles racines de la même plante hôte ou d'autres plantes voisines. Dans certaines conditions, chez la plupart des espèces de CMA de nouvelles spores sont formées ce qui boucle le cycle de leur développement. Cependant chez quelques espèces les spores formées sont intra-radiculaires. La phase extra-matricielle contribue aussi à la stabilité du sol en agglomérant les particules du sol, par l'intermédiaire de la glomaline (Purin et Rillig, 2007).

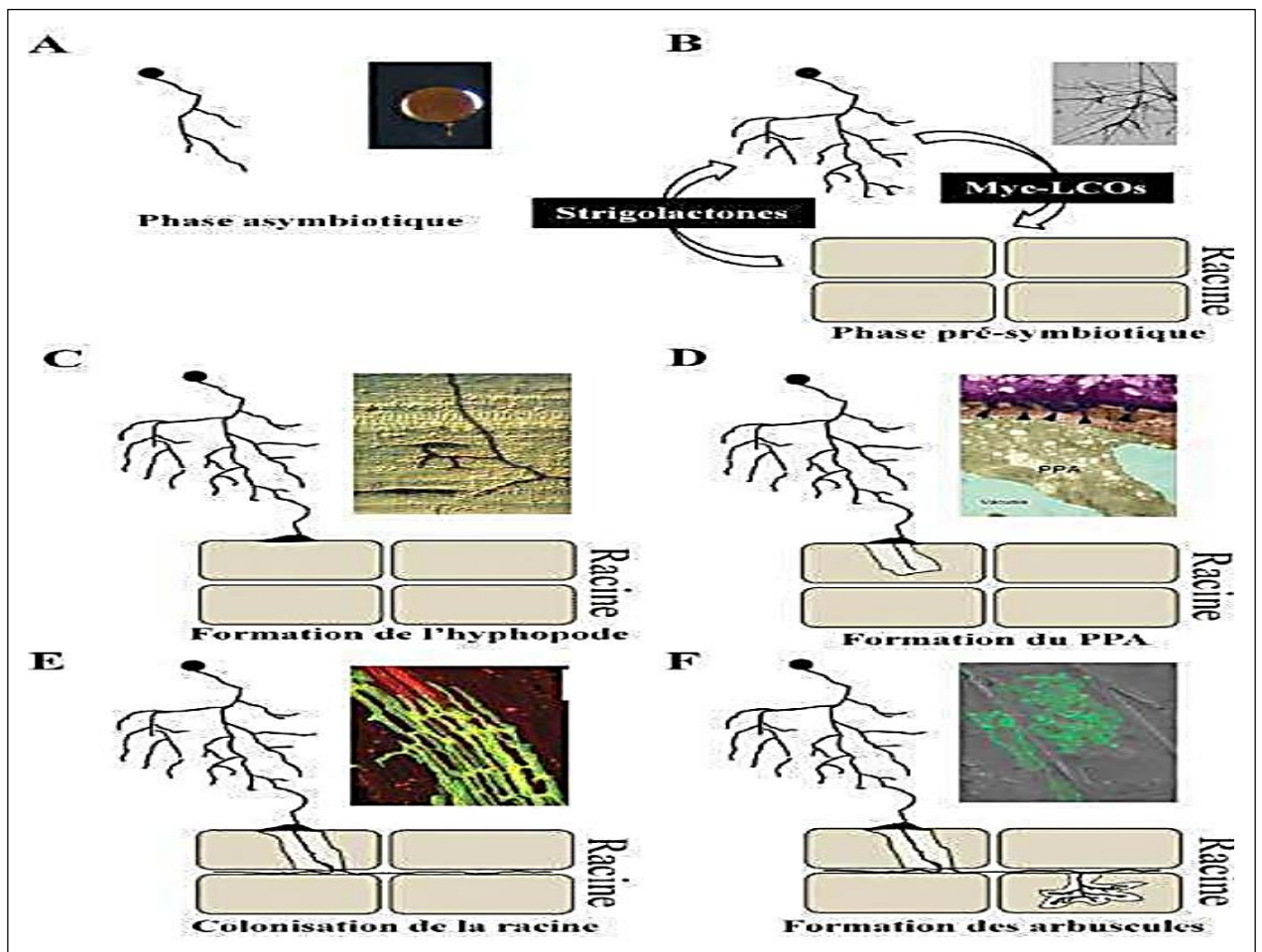


Figure 8 : Les différentes étapes de l'établissement de la symbiose endomycorhizienne à arbuscules
Zhang *et al.* (2010)

7. Le Phosphore

7.1. Le Phosphore dans le sol

Outre l'azote et le potassium, le phosphore (P) est également un nutriment essentiel de la nutrition minérale végétale. Cependant, c'est un phyto-nutriment important en raison de sa faible concentration dans le sol (concentration moyenne de 600 ppm de phosphore total) et de sa faible solubilité (moyenne de 0,05 mg P L⁻¹ dans la solution du sol). Le phosphore est présent dans le sol sous des formes minérales et organiques. La forme inorganique se lie aux composés amorphes ou cristallins d'aluminium et de fer dans les sols acides et aux composés de calcium dans les sols alcalins. La morphologie des organophosphorés est associée à la matière organique du sol (Karemangingo, 2004).

Les sols contiennent naturellement 1 à 3 tonnes de phosphore total (P) dans les 20 premiers centimètres. Cette quantité dépasse de loin les besoins annuels des plantes. Cependant, seule une fraction du phosphore est disponible pour la nutrition des plantes. Le phosphore biodisponible existe principalement sous forme d'ions orthophosphate en solution et est directement absorbé par les plantes. En effet, la phyto-disponibilité du phosphore pour les plantes est influencée par divers processus chimiques et biologiques. Lorsque les engrais phosphatés sont appliqués sur le sol, ils sont très rapidement immobilisés et convertis en formes P insolubles, telles que le phosphate de calcium dans les sols à pH élevé et les phosphates d'aluminium ou de fer dans les sols à faible pH, (Hinsinger, 2001). Selon des rapports publiés, moins de 20 % de l'engrais phosphoré appliqué est absorbé par la plante, et le reste est immobilisé et non absorbé par les racines en raison de la transformation rapide de l'engrais phosphoré en une forme insoluble.

Le phosphore échangeable constitue l'ensemble des ions adsorbés essentiellement sur les argiles du sol. Cette adsorption se fait soit directement sur la surface des argiles par les sites positifs du réseau cristallin, soit par l'intermédiaire de cations polyvalents, tel que Ca⁺⁺ qui accroît les possibilités d'adsorption de l'argile vis-à-vis des ions phosphoriques (Morel et Fardeau, 1991). Généralement le phosphore échangeable est la principale source du phosphore pour les plantes dans les sols neutres à alcalins (Wang et al., 2007).

Le phosphore insoluble ou difficilement échangeable se rencontre dans les sols dont la réaction du sol favorise la fixation des ions phosphoriques par différents types d'ions en leur donnant des formes précipitées telle que :

- Précipitation par les ions Fe et Al En sols acides, à pH inférieur à 4.5, les ions phosphoriques précipitent à cause de l'abondance des ions Al³⁺ et Fe³⁺ qui provoquent la formation de phosphates de fer (FePO₄) et de phosphates d'aluminium (AlPO₄) insolubles et donc inassimilables (Soltner, 2003).

- Précipitation par les ions Ca^{2+} En sols calcaires, à pH supérieur à 8, les ions phosphates ont tendance à se combiner, de plus en plus, au calcium : il y a formation de phosphate monocalcique CaHPO_4 , puis de phosphate tricalcique $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ et enfin sous forme de cristaux d'apatite (Soltner, 2003).
- Cristallisation et inclusion Ces processus correspondent à l'insolubilisation lente mais progressive du phosphate fixé par la réorganisation des molécules des colloïdes qui évoluent vers des formes cristallines. Les ions PO_4^{3-} sont emprisonnés par ces formes à la suite de : La diminution de l'écartement des feuilles des argiles gonflantes, Leur inclusion dans la Gibbsite résultant de la cristallisation d' $\text{Al}(\text{OH})_3$ dans les sols ferrallitiques ou dans les concrétions d'oxyde de fer (Goetite) dans le cas des sols podzoliques.

La fixation microbienne du phosphore est un autre phénomène du sol qui rend le phosphore des engrais indisponible pour l'absorption par les racines, au moins temporairement. Les micro-organismes du sol entrent en compétition avec les racines des plantes pour le phosphore disponible et l'immobilisent dans la biomasse (Richardson *et al.*, 2011). Il n'est donc pas surprenant que les concentrations de phosphore inorganique (P_i) disponible pour les plantes (solubles) dans les solutions du sol soient souvent trop faibles.

Sans fertilisation phosphatée, le phosphore non labile peut devenir progressivement disponible pour les plantes, quoique la proportion de la contribution dépend du type du sol et autres conditions environnementales (Wang *et al.*, 2007). c) Le phosphore soluble C'est le phosphore dissous dans la solution du sol. Il est assimilé directement par les plantes et se présente sous différentes formes minérales et organiques. Une grande partie du P labile est principalement présente sous forme H_2PO_4^- et HPO_4^{2-} dont la disponibilité est liée directement au pH du sol. Le pH acide favorise les ions H_2PO_4^- tandis que celui basique favorise les ions HPO_4^{2-} (Vincent, 2005). H_2PO_4^- : domine en sols acides, pH compris entre 3 et 6 HPO_4^{2-} : domine en sols neutres ou basiques, pH compris entre 7 et 10 Quant à l'anion PO_4^{3-} , il n'est présent qu'à pH compris entre 10 et 14.

7.2.L'effet du phosphore sur la croissance des racines, des pousses et la productivité des légumineuses :

Le phosphore (P) est un élément essentiel pour le métabolisme, la croissance et la productivité des plantes. Il est impliqué dans plusieurs fonctions clés de la plante, Il joue un rôle essentiel dans de nombreux processus biologiques tels que la croissance, la production d'énergie, les réactions redox, la fixation symbiotique de l'azote et le métabolisme des glucides (George *et al.*, 2012)., Il joue un rôle important dans la productivité des cultures car il présente une nutrition indispensable pour la structure cellulaire et l'intégrité fonctionnelle. Selon Kouas, *al.* (2009), la disponibilité de P est l'un des déterminants les plus importants de la croissance des légumineuses et sa carence limite la production

végétale dans de nombreux sols (Vance *et al.* 2003). C'est le cas par exemple des sols méditerranéens carbonatés. Le pois chiche est principalement cultivé sur des sols marginaux souvent caractérisés par une forte carence en phosphore (P), la chose qui affecte gravement le rendement (Djouider *et al.*, 2022). Il a été mentionné que le phosphore joue un rôle important dans la formation des nodules racinaires chez les légumineuses, où des quantités adéquates en phosphore sont nécessaires pour la nodulation (Tang *et al.* 2001 ; Miao ShJiel *et al.*, 2007). Kouas *et al.* (2009) ont rapporté que la carence en P a réduit le nombre et la biomasse des nodules chez plusieurs espèces de légumineuses comme le haricot commun, le soja, lupin, la luzerne et la fève (Lazali *et al.*, 2020) (ont observé des modifications de la structure nodulaire racinaire en réponse à une carence en phosphore. De plus, la stimulation de l'activité de la nitrogénase (enzyme clés de la fixation d'azote) dépend de sa présence dans le sol, car le phosphore permet une meilleur absorption du molybdène qui est un des constituant de l'enzyme nitrogénase (Miao Sh-Jie *et al.*, 2007).

7.3. Les réponses de la plante à une carence en phosphore

La carence en phosphore (P) est un facteur limitant la production agricole dans le monde entier. L'application d'engrais phosphatés est généralement recommandée pour faire face à une carence en P ; cependant, la faible efficacité d'utilisation des engrais phosphatés disponibles à la fois dans les sols calcaires et acides limite sa viabilité et pose également de graves problèmes environnementaux. (Vance *et al.*, 2003). La réponse des cultures à la carence en Pi est complexe, les plantes ont développé des adaptations des modifications moléculaires, biochimiques, physiologiques et morphologiques qui lui permettent de s'adapter à une disponibilité quasi optimale de Pi dans le sol et d'augmenter l'efficacité de son utilisation et/ou de son acquisition (Raghothama, 1999 ; Vance *et al.*, 2003). Ces modifications morphologiques sont représentées dans la structure de la racine, En diminuant la croissance des racines primaires et en augmentant le nombre de racines latérales et la formation de poils absorbants (Vance *et al.*, 2003). Les réponses physiologiques et biochimiques comprennent des modifications du métabolisme du carbone pour contourner les mesures exigeantes en phosphore, la synthèse et la sécrétion de phosphatases et de phytase, et l'exsudation d'acides organiques (citrate, malate) pour solubiliser le P inorganique et organique externe, ainsi que l'expression accrue de transporteurs de phosphate à haute affinité (Smith, 2001; López *et al.*-Bucio, 2003; Vance *et al.*, 2003; Plaxton, 2004; Shulaev *et al.*, 2008). Encore, afin de se procurer le phosphore nécessaire les plantes établissent des interactions avec de nombreuses espèces de micro-organismes qui vivent dans le sol près des racines des plantes, notamment les bactéries rhizosphériques solubilisatrices du phosphore et les champignons mycorhiziens. Les mycorhizes sont constitués de racines colonisées par des structures fongiques se développant dans le sol de la rhizosphère (Plenchette, 2005)

8. Les bénéfiques et l'importance des CMA :

8.1. Les bénéfiques pour les CMA :

- **Dépendance des CMA aux Plantes Hôtes** : Les CMA ont une faible activité exoenzymatique et ne peuvent pas dégrader les composés organiques du sol, les rendant dépendants des plantes hôtes pour compléter leur cycle de développement (Owen *et al.*, 2015 ; Jansa *et al.*, 2019).
- **Apport de Carbone** : Les champignons symbiotiques reçoivent des glucides et des vitamines des plantes pour leur croissance. Les plantes allouent 10-20% de leurs photosynthétats aux CMA, faisant des racines mycorhizées des puits de carbone (Leake *et al.*, 2004 ; van der Heijden *et al.*, 2015).
- **Transport et Métabolisation du Saccharose** : La symbiose mycorhizienne entraîne une surexpression des gènes liés aux transporteurs de sucre et des enzymes de métabolisation du saccharose, transformant le saccharose en monosaccharides (glucose, fructose, mannose) au niveau des racines des plantes (Roth et Paszkowski, 2017 ; Barratt *et al.*, 2009).
- **Biosynthèse et Stockage des Hexoses** : les hexose passe à travers les membranes plasmiques des plantes jusqu'à l'interface symbiotique, où ils sont transférés aux champignons mycorhiziens et stockés sous forme de tréhalose et glycogène (Schaarschmidt *et al.*, 2007 ; Schüßler *et al.*, 2006).

8.2. Bénéfiques pour la plante :

La Nutrition hydrique :

Les interactions entre les plantes et les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) offrent des bénéfiques nutritionnels considérables, affectant les niveaux physiologiques et moléculaires des plantes (Harrison *et al.*, 2002 ; Paszkowski *et al.*, 2002 ; Nagy *et al.*, 2005 ; Bucher, 2007 ; Smith et Smith, 2011, 2012). Les CMA ne sont pas de simples extensions du système racinaire ; ils entraînent des modifications structurelles et fonctionnelles des racines, améliorant ainsi l'acquisition des ressources hydriques par les plantes par divers mécanismes comme l'exploitation plus efficace du sol, les changements hormonaux et la régulation osmotique (Augé, 2001). L'augmentation de la disponibilité en phosphore et en potassium favorise la photosynthèse et la croissance des plantes (Augé, 2001 ; Bondonga *et al.*, 2011).

- **Nutrition minérale** : En plus de la nutrition hydrique, les plantes mycorhizées montrent une meilleure assimilation des nutriments peu mobiles du sol tels que le phosphore (P), le zinc (Zn), le calcium (Ca), le potassium (K), le magnésium (Mg) et le fer (Fe) (Sjöberg, 2005 ; Smith et Read, 2008 ; Cornejo *et al.*, 2008a, 2008b, 2009 ; Kaya *et al.*, 2009 ; Campanelli *et al.*, 2012 ; Evelin *et al.*, 2012 ; Garg et Bhandari, 2016). Les mycéliums extra-racinaires des CMA permettent aux plantes d'accéder au phosphore au-delà des zones d'appauvrissement des

racines. Les CMA possèdent des phosphatases essentielles pour la minéralisation et l'immobilisation du phosphore organique, assurant son transfert à la plante via des transporteurs spécifiques (Bucher, 2007 ; Smith *et al.*, 2011).

- **Biofertilisation** : L'amélioration de l'assimilation des nutriments et la croissance accrue des plantes grâce aux CMA en font des biofertilisants précieux (Sofi *et al.*, 2017 ; Sadhana, 2014). Utilisés de manière optimale, ils permettent de réduire l'utilisation d'engrais et les coûts tout en minimisant les risques environnementaux liés aux pesticides (Kour *et al.*, 2020). Les CMA stimulent également la microbiote de la rhizosphère et participent à la macroagrégation des composants du sol, améliorant ainsi la stabilité et la productivité du sol (Tisdall, 1991).
- **Protection contre les agents pathogènes** : Les avantages de la symbiose mycorhizienne vont au-delà de la nutrition. Elle offre une protection accrue contre les stress abiotiques (sécheresse, salinité) et divers agents pathogènes racinaires et foliaires (Whipps, 2004 ; Comby *et al.*, 2017). Les CMA favorisent la croissance des racines et induisent une résistance locale et systémique en déclenchant des réactions de défense, comme l'accumulation de phytoalexines, de protéines PR, de callose, de glycoprotéines riches en hydroxyproline, de composés phénoliques, et l'activité d'enzymes hydrolytiques (Dalpé, 2005 ; Singh et Giri, 2017). Donc les CMA jouent un rôle crucial dans la protection des plantes contre les pathogènes. Les symbioses mycorhiziennes protègent les plantes contre les dégâts causés par les nématodes et certains champignons pathogènes (Vos *et al.*, 2013)

I. Matériels et méthode

Le travail expérimental a été mené au niveau du laboratoire de recherche Eau, Roche, Plante de l'université de Khemis Miliana, durant la période de février à juin 2024.

1. Matériel :

1.1. Le Sol :

Le sol rhizosphérique collé aux racines du pois chiches cultivés dans deux champs, l'un à Boumedfaa (récupéré en mois de Mai 2023) et l'autre à Ouad Zebouj (récupéré en mois de Février 2024) (Figure), ont servi comme source de champignons mycorhiziens pour cette étude.

Le sol a été prélevé en plusieurs points et à une profondeur comprise entre 15-40cm suivant la profondeur du sol. Le mélange de ces points de prélèvements a donné lieu à un échantillon composite

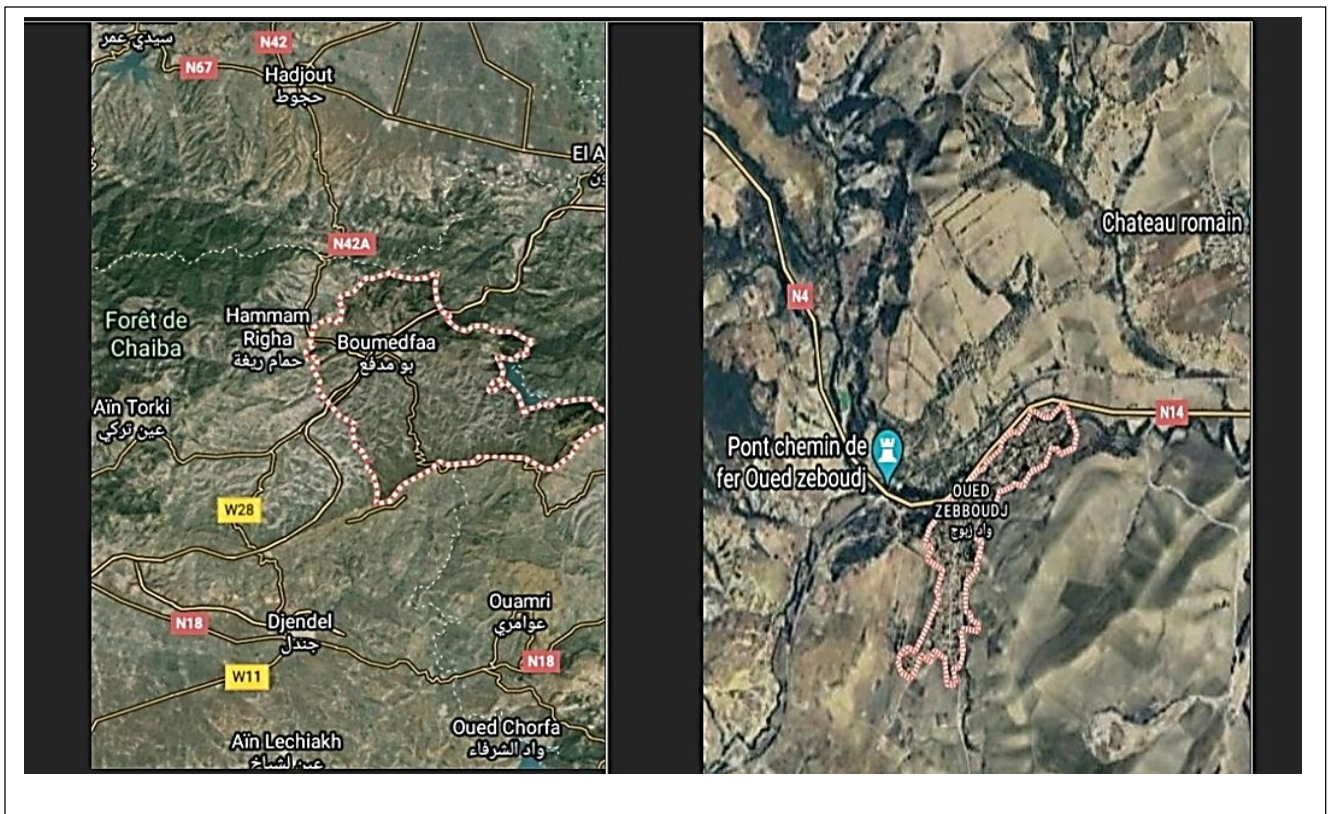


Figure 9 : localisation des sites d'échantillonnage de sol Boumedfaa et Ouad Zebouj sur Google Earth

1.2. Le Matériel Végétal :

Les graines de pois chiche (*Cicer arietinum*) utilisées dans cette étude ont été fournies de l'ITGC (Institut Technique des Grandes Cultures) de Boumedfaa ; il s'agit de deux génotypes de pois chiche différents vis à vis à leur tolérance à la déficience en phosphore, à savoir le génotype tolérant est celui Seraidi tandis que le génotype sensible est celui de Beni Chogran.

Des graines de Sorgho (*Sorghum bicolor*) du commerce ont été utilisées pour le piégeage et la

multiplication des champignons mycorhiziens

2. Méthodes :

2.1. Evaluation de l'abondance des spores de CMA dans les champs cultivés en PoisChiche.

Les spores des champignons mycorhiziens sont souvent libres dans le sol et peuvent donc être séparées des fines particules de sol. L'extraction des spores de champignons mycorhiziens à partir des sols rhizosphériques s'est effectuée selon la méthode de tamisage humide décrite par Gerdmann et Nicolson (1963). Suivie d'une centrifugation sur gradient de saccharose.

La diversité des champignons présents dans le sol des deux champs a été déterminée par l'observation morphologique des spores CMA.

2.1.1. Tamisage du sol

Cent grammes de sol est mélangé avec un excès d'eau de robinet dans un bécher de 1000 ml. Ce mélange eau-sol est agité pendant une minute puis laissé à décanter pendant 30 secondes. Le surnageant contenant les spores est filtré à travers un jeu de tamis superposés à mailles de tailles décroissantes de 500µm à 50µm. L'opération est répétée trois fois. Les spores retenues par les tamis de 200 µm et 50 µm sont mélangées et mises en suspension dans de l'eau distillée.

2.1.2. Centrifugation

Afin de concentrer les spores et de réduire la présence des particules de sol et des fragments racinaires, les particules retenues sont récupérées dans des tubes de centrifugation, puis une solution de saccharose à 60% (p/v) est injectée à l'aide d'une pipette au fond des tubes après centrifugation à 3000 tours pendant 3 minutes à 4°C (Daniels et Skipper, 1982).

2.1.3. Récupération des spores

Les spores en suspension dans la solution de saccharose sont récupérées et placées dans un tamis de 50 µm. Un dernier rinçage à l'eau permet d'éliminer le saccharose puis le contenu du tamis est recueilli et conservé dans du glycérol (60%) à 4°C.

2.1.4. Estimation de la densité des spores

La suspension sporale est récupérée dans une boîte de Pétri qui est déposée sur une surface quadrillée pour faciliter le comptage des spores sous loupe binoculaire. Le nombre moyen des spores est exprimé par 100 g de sol sec.

La morphologie des spores est décrite par observation microscopique entre lame et lamelle et leur classification s'est basée sur leur couleur, taille, leur pigmentation et de leur hyphe suspenseur.

La fréquence relative Des spores (FR) par morphotype a été déterminée selon la formule suivante

(Nombre total de spores observées d'un morphotype dans tout le sites/nombre total de spores observées Dans les sites) ×100]. (Johnson *et al.*, 1991)

2.2. Multiplication des champignons mycorhiziens et préparation de l'inoculum fongique

Afin de préparer l'inoculum fongique. Les structures mycorhiziennes ont été multipliés par une plante piège *Sorghum bicolor*. Cette dernière est une plante hautement mycotrophe et permet le piégeage et la multiplication des champignons mycorhiziens.

2.2.1. Germination des graines et culture des plantes

Les graines de sorgho ont été désinfectées en surface par immersion dans de l'eau de Javel (12°Cl) pendant 12 minutes, puis rincées avec de l'eau distillée stérile à dix reprises afin d'éliminer toute trace de désinfectant. Les graines prétraitées ont été transférées dans des boites de Pétri contenant du papier absorbant stérilisé et préalablement imbibé d'eau distillée stérile. Les boites ont été incubées à l'obscurité pendant deux jours à température ambiante

Pour l'inoculum fongique provenant du champ de Boumedfaa, les graine germées sont cultivées dans du sable stérile (Stérilisée 3 fois à 180°C pendant 4 heures avec un intervalle de 24heure). Tandis que pour l'inoculum provenant de oued Zeboudj les graines sont cultivée sur du sol récupéré du champ de oued Zeboudj non stérilisé. Les graines sont inoculées au moment de la mise en pots avec la solution sporale récupéré dans l'étape précédente.

Avant inoculation les spores sont désinfectées en surface avec une solution d'hypochlorite de calcium 3% pendant 1 minute puis rincée abondamment avec l'eau distillée stérile.

Les plantes sont cultivées pendant six semaines sous serre en condition semi-contrôlées et arrosée par alternance avec de l'eau distillée stérile et solution nutritive de Hoagland (Hoagland, 1938)

2.2.2. Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne de l'inoculum

Afin de quantifier l'inoculum, les racines de quelque plantes sont rincées avec de l'eau de robinet puis ont subi une coloration selon la technique décrite par Philips et Hayman (1970). La préparation des échantillons se déroule en plusieurs étapes ; lavage, éclaircissement et coloration des mycorhizes, puis l'observation

a. Eclaircissement

Les racines fines sont coupées puis plongées dans une solution de KOH 10 % (w/v) durant 15 mn à 90° C afin de les vider de leur contenu cytoplasmique. Après lavage à l'eau courante, les racines sont trempées dans une solution d'acide lactique pendant 20 minutes à température ambiante pour permettre de neutraliser l'hydroxyde de potassium restant et ceci pour permettre au colorant de mieux se fixer. Les racines sont à nouveau rincées à l'eau distillée.

b. Coloration

La technique de coloration utilisée est celle décrite par Philips et Hayman (1970) avec le bleu de Trypan qui permet la coloration de la chitine des parois du champignon. Les racines éclaircies sont immergées dans une solution de Bleu de Trypan acide à 0,1 % (w ou p/v), diluée dans du lacto

glycérol (1/3 d'eau, 1/3 de glycérol et 1/3 d'acide lactique), pendant 15 minutes à 90°C. On laisse refroidir à température ambiante. Les racines sont ensuite lavées à l'eau, puis conservées dans une solution de lacto glycérol. Les structures fongiques, tels que les arbuscules, les vésicules et le mycélium apparaissent en bleu.

c. Estimation de la colonisation mycorhizienne a arbuscule

Le taux de la colonisation mycorhizienne a été estimé selon la méthode de Trouvelot *et al.* (1986). Chaque système racinaire est découpé en fragments d'environ 1 cm et monté entre lame et lamelle pour observation et évaluation au microscope. Trente fragments choisis au hasard sont montés entre lame et lamelle dans du glycérol à raison de 10 fragments par lame. Les fragments sont observés aumicroscopephotonique40X. Cela permet de les annoter selon un barème de classe et d'estimer ainsi le degré de la colonisation mycorhizienne de chaque fragment au moyen de six classes notées de 0 à 5 (Figure). Le degré de la colonisation mycorhizienne est déterminé par le calcul de la fréquence et l'intensité de mycorhization.

La fréquence de mycorhization "F" qui est définie comme le pourcentage de fragments racinaires mycorhizés par rapport au nombre total de fragments observés ;

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

L'intensité de mycorhization "M" (en %), correspondant à la proportion de fragments racinaires observés colonisés par le CMA. Chaque fragment analysé est alors placé dans une classe d'identité de mycorhization ;

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

n₅= nombre de fragments 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

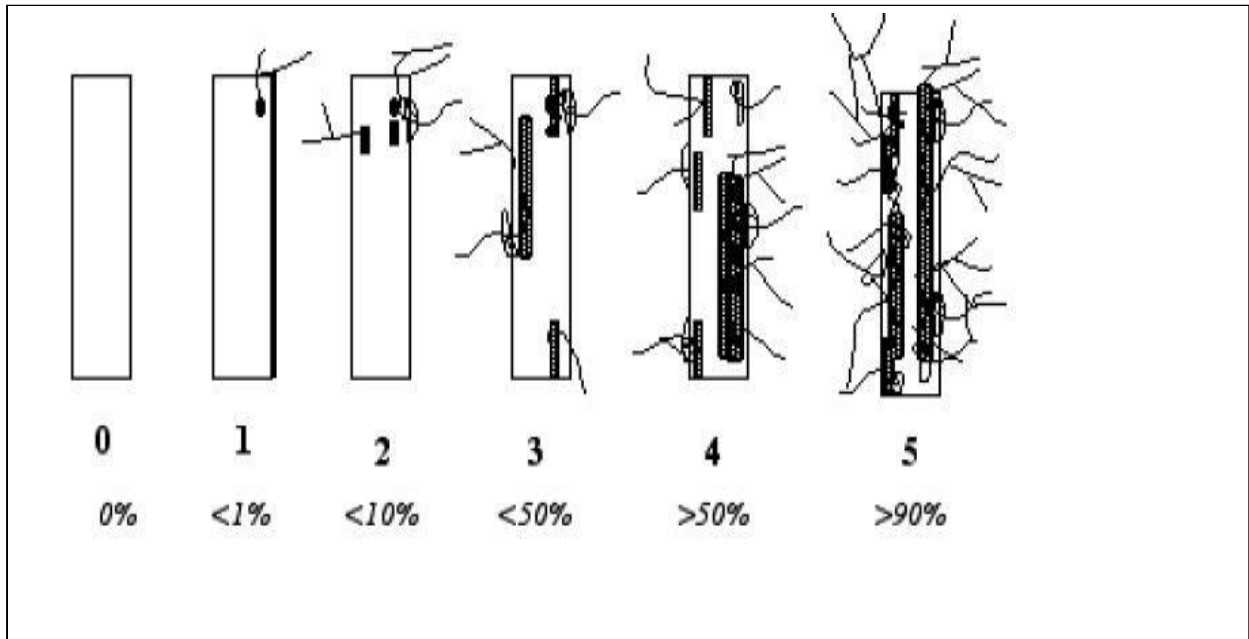


Figure 10 : Méthode de notation de l'infection mycorhizienne (classée de 0 à 5) selon Trouvelot *et al.* (1986).

2.3.La culture des pois chiches

L'amélioration de la tolérance des plante vis-à-vis à la déficience au phosphore dépend également de leur partenaires associées. Dans cette étude une inoculation en pots a été réalisée afin d'évaluer l'effet d'un apport d'inoculum de chaque symbiote (fongique et bactérienne ou mixte) sur la croissance des deux génotypes de pois chiche étudiés (**Seraidi** tolérant à la déficience en phosphore et **Beni Chogran** sensible)

Les graines de pois chiche des deux génotypes étudiés sont désinfectées en surface avec de l'eau de javel 12°cl pendant 10 minutes, puis soigneusement rincés avec de l'eau distillée stérile à plusieurs reprises. Ensuite, elles sont déposés dans des boîtes de Pétri contenant du papier filtre stérile humidifié avec de l'eau distillée stérile, où elles sont laissées dans l'obscurité pour germer pendant deux jours.

2.3.1. Mise en pots des plantules et inoculation

Le pois chiche appartient à la famille des légumineuses connu pour son pouvoir de nodulation par les rhizobia qui permet la fixation d'azote atmosphérique.

Une inoculation en pots a été réalisée afin d'évaluer l'effet d'un apport d'inoculum mycorhizien dans la tolérance de cette plante dans des conditions de stress (déficience en phosphore) en présence et en absence du partenaire bactérien (Rhizobia). Les graines germées présentant des racelles d'environ

1 cm sont plantées dans des pots contenant du sable stérilisé préalablement humidifié à raison de 2 graines par pot. En creusant un trou de 1cm (Ouahmane, 2006).

une quantité de 1 g/graine de phosphate tricalcique ($\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$) comme source complexe de phosphore a été additionnée par pot (Bechtaoui *et al.*, 2019).

2.3.2. Dispositif expérimental

Le dispositif experimental suivi dans cette étude est comme suite :

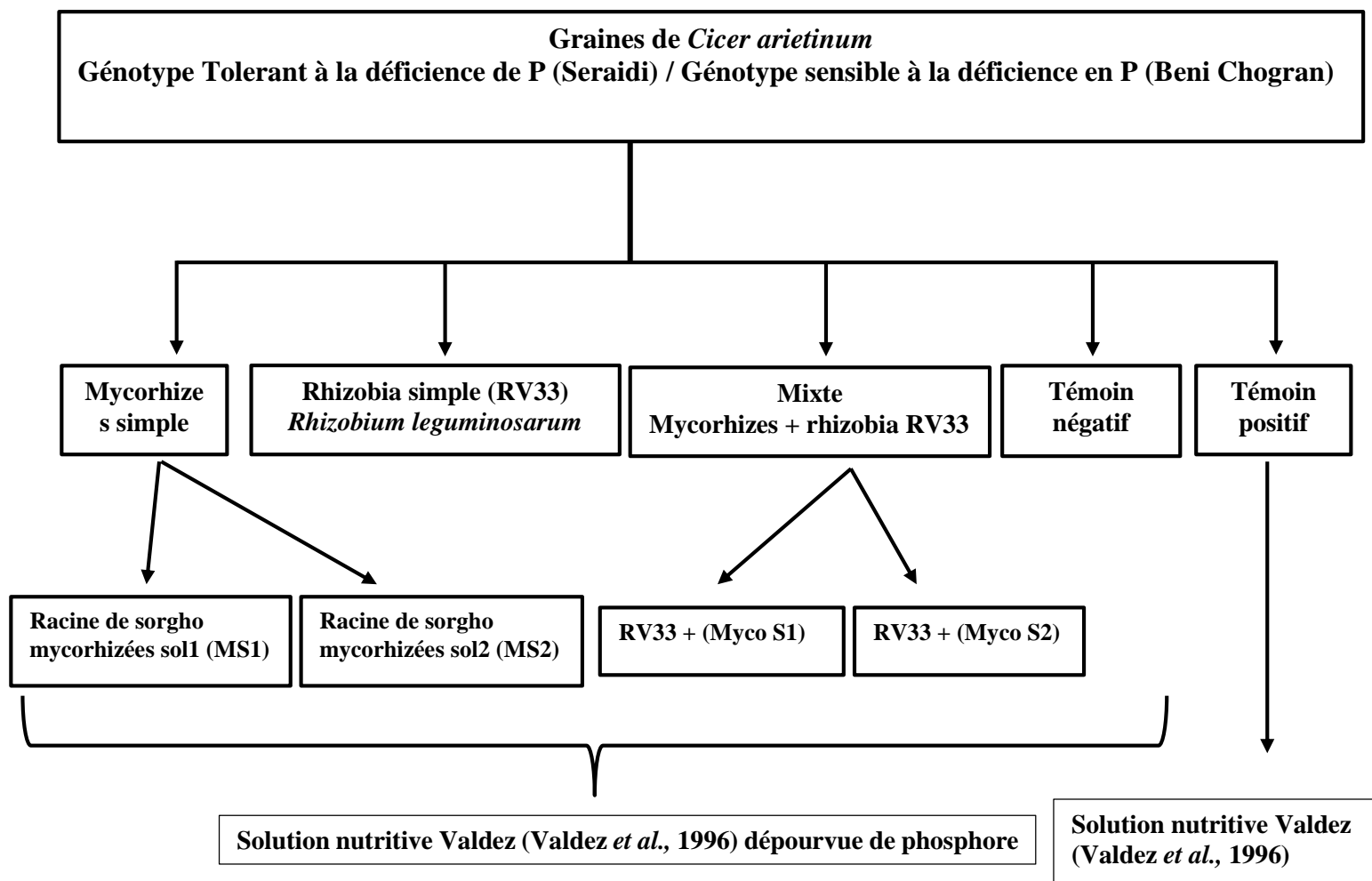


Figure 11: Le dispositif expérimental utilisé pour l'inoculation des deux génotypes de pois chiche étudiés

L'inoculum Fongique

Les racines mycorhizées du sorgho ont servi de source d'inoculum fongique en contact avec les racelles. La quantité d'inoculum de champignons mycorhiziens est de 1g de fragments racinaires de 1 à 2 cm de longueur par graine. Ces racines ont été rincées soigneusement avec l'eau distillée stérile, désinfectées avec l'hypochlorite de sodium (32°C) pendant 1min, puis utilisées comme inoculum au moment de la mise en pots (Ouahmane, 2006).

L'inoculum bactérien

La souche RV 33 collaboration du laboratoire (laboratoire de recherche) (est utilisée pour l'inoculation du pois chiche. Cette souche est isolée à partir des nodules de pois chiche est identifié comme *Rhizobium leguminosarum* (Séquençage de l'ADNr 16S).

L'inoculation est effectuée 3 jours après la mise en pots avec 1ml de culture bactérienne/graine en phase exponentielle ($1,5 \times 10^8$ cellules/ml) cultivé sur milieu YEM (Yeast extract Mannitol)(Vincent, 1970).

Après 7 jours de la 1^{ère} inoculation une seconde inoculation a été effectuée de la même façon

La double inoculation

Les plante qui ont subi une inoculation mixte ont reçu au moment de la mise en pots l'inoculum fongique (1g de fragments racinaires de sorgho mycorhizé de 1 à 2 mm de longueur par graine) puis 1ml/ graine de culture bactérienne a été ajouter trois jours après. Une deuxième inoculation avec la suspension bactérienne a été effectuée après 7 jours

Des plantes cultivées sur sol stérile additionné de TCP sans inoculation ont fait l'objet de témoin négatif pour cette étude

Les plantes ont été cultivées pendant 60 jours sous serre, arrosées selon le besoin avec de l'eau distillée stérile pour éviter toute contamination extérieure. Elles ont reçu également une quantité de solution nutritive pour plantes (Valdez *et al.*, 1996) dépourvue de phosphore

Un lot de plantes cultivées sur sol stérile additionné de TCP sans inoculation et arrosés avec solution nutritive pour plantes additionnée de KH_2PO_4 ont été considérés comme témoin positif.

Tous les traitements ont été réalisés en triplicata.

2.3.3. Estimation du poids sec des parties racinaires et aériennes des plantes :

Le test a été réalisé sur deux génotypes de pois chiche sous déficience de phosphore. Après 60 jours de croissance les plantes ont été déterrées et les mesures de la biomasse sèche des parties aériennes et racinaires ont été déterminées, en séparant les deux parties ; la biomasse est déterminée en séchant chaque partie à 60°C à l'étuve pendant 72h, cette méthode permet de comparer l'efficacité de l'inoculation (Domenach et Wery, 1989).

Pour les traitements inoculés avec la souche RV33 le poids sec des nodules est aussi mesuré.

2.3.4. Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne du pois chiche

Les racine de plantes récupérée sont rincées avec de l'eau de robinet puis ont subi une coloration selon la technique décrite par Philips et Hayman (1970). Afin de pouvoir observer les différentes structures endomycorhiziennes et estimer le taux de mycorhization par le calcul de la fréquence et l'intensité de mycorhization de la même manière décrite ci- avant (voir§ 2.2.2.)

2.3.5. Etude statistique

Les données sont traitées avec une analyse de la variance (ANOVA) au seuil de 5% ($p < 0.05$) en utilisant le logiciel XL stat. La comparaison des moyennes est faite à l'aide du test de Tukey. Les coefficients de corrélation de Spearman sont calculés entre toutes les variables.

II. Résultats et discussion

1. Abondance et caractéristique des spores isolée

L'évaluation de la richesse des sols de Boumedffa et Oued Zeboudj a été effectuée par la méthode du tamisage humide. Cette technique a permis de compter le nombre de spores endomycorhiziennes formées dans le sol rhizosphérique du pois chiche cultivé dans les deux sites.

Le comptage des spores sous la loupe binoculaire a révélé que le sol de Boumedfaa est beaucoup plus riche en spores (344 spores/ 100g de sol) que celui de Oued Zeboudj (244 spores/ 100g de sol) (Tableau 2). Cette différence est probablement due en premier lieu à la période d'échantillonnage car le sol de Boumedfaa a été récupéré pendant l'été vers la fin du cycle de la plante où les structures mycorhiziennes forment le maximum de spores vu les conditions climatiques de la région. Tandis que le sol provenant de Oued Zeboudj a été échantillonné en mois de Février pendant la période des précipitation. Durant cette période les spores germent afin d'infecter leur plante hôte.

Plusieurs auteurs ont rapporté que la colonisation, la croissance et la distribution des CMA sont conditionnés par les facteurs édaphiques et anthropiques (Jones *et al.*, 2003 ; Treseder, 2004).

La texture du sol peut également être un des facteurs qui influencent la distribution des CMA ; Gaur et Kaushik (2011) ont rapporté que l'abondance de spores est plus élevée dans les sols sablonneux suivie par les sols argileux puis limoneux. Les valeurs varient de quelques dizaines à 10000 spores par 100 g de sol (Abbas *et al.*, 2006 ; Camprubí *et al.*, 2010).

L'observation morphologique des spores CMA a permis de classer les spores observées en plusieurs morphotypes (Tableau 2) (Figure 12- 13). Le morphotype Marron foncé (Grand) est le plus réparti dans les deux sols. Il a été rapporté que les communautés fongiques AM diffèrent selon les écosystèmes (Martinez-Garcia *et al.*, 2015 ; Davison *et al.*, 2016). En particulier, la distribution des taxons fongiques AM semble dépendre de gradients d'habitat abiotique particuliers, y compris le pH du sol (Dumbrell *et al.*, 2010b ; Lekberg *et al.*, 2011), la température (Heinemeyer *et al.*, 2004 ; Bunn *et al.*, 2009) et la teneur en P du sol (Gosling *et al.*, 2013).

Tableau 2 : L'abondance relative des différents types de spores présentes dans rhizosphère du pois chiche cultivé dans deux régions (Boumedfaa et Oued zeboudj)

Les caractéristiques morphologiques des spores			Nombre de Spores dans le Sol oued zaboudj	Nombre de Spores dans le Sol Boumedfaa
Couleur		Taille		
Noir		petite	25	45
		grand	12	10
jaune	claire	petite	18	19
		grand	1	3
	Foncé	petite	2	3
		grand	4	4
marron	claire	petite	29	70
		grand	4	32
	Foncé	petite	25	38
		grand	73	82
Orange		petite	5	12
		grand	2	5
blanc		petite	1	4
		grand	7	9
Total/ 100g de sol			213	344



Figure12 : Les Différents morphotypes des CMA isolées à partir de la rhizosphère du pois chiche observées au microscope optique de région Oued Zeboudj

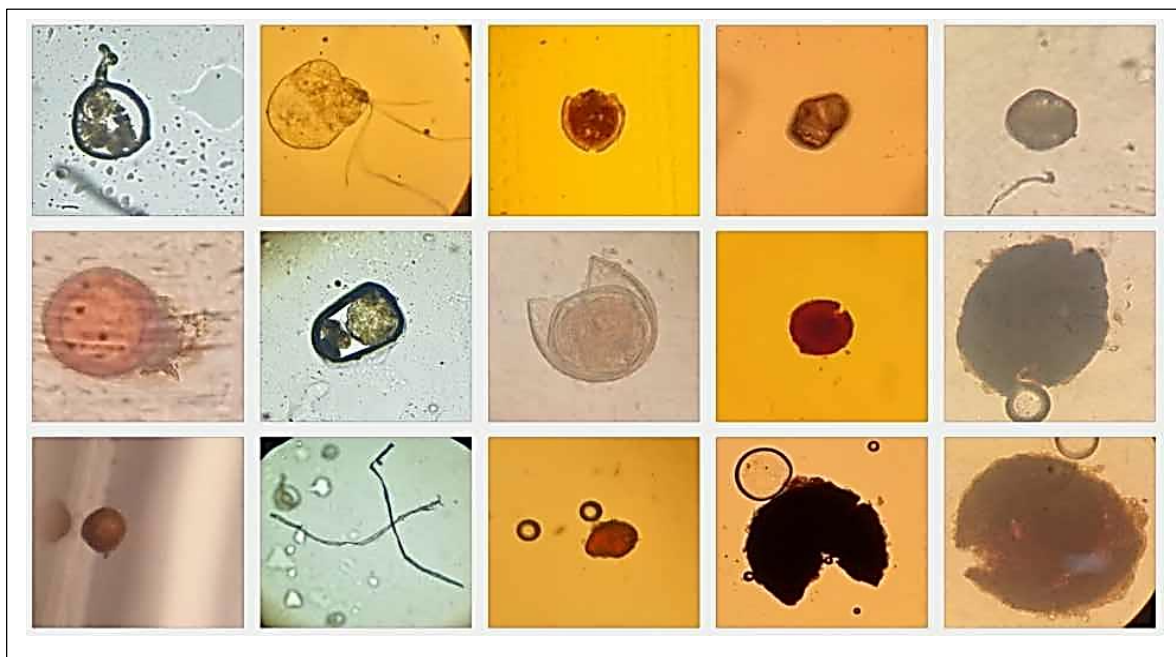


Figure13 : Les Différents morphotypes des CMA isolées à partir de la rhizosphère du pois chiche observées au microscope optique de région Boumedfaa

2. Production de l'inoculum mycorhizien

Les racines de sorgho colonisées par les communautés mycorhiziennes présentes dans la rhizosphère du pois chiche cultivée dans la région de Boumedfaa et la région de Oued Zeboudj ont servi comme source d'inoculum Fongique pour cette étude.

Les spores provenant de Boumedfaa obtenues par tamisage humide sont utilisées pour infecter les racines de sorgho cultivé sur sable stérile. Cette espèce est connu pour son pouvoir hautement mycotrophe (Dodd et Jeffries 1989) et le sable permet une meilleur propagation des racines et le développement des CMA. Après 6semaine de culture la fréquence de mycorhization des racines de sorgho est de 86% avec une intensité de 52%.

Pour l'inoculum provenant de la région de Oued Zeboudj. Les CMA ont été piégé avec du sorgho directement à partir du sol agricole. Après 6 semaines de culture, la colonisation endomycorhizienne de ces racines a été évaluée à environ 40% avec une intensité de 30%. Une analyse des caractéristiques physicochimiques du sol semble être nécessaire pour comprendre le faible taux de mycorhization de ces racines malgré les conditions favorables. Selon Tahiri *et al* (2014) les caractéristiques physicochimiques du sol ont un impact direct sur le développement des plantes, en particulier le phosphore et l'azote. Les sols perméables et bien aérés, favorisent le développement des hyphes du champignon mycorhizien (Lacombe *et al.*, 2007).La présence d'autres micro-organismes dans le sol peut également influencer la colonisation mycorhizienne (Chalbi *et al.*, 2010).



Figure 14 : les racines de sorgho ayant servi comme inoculum fongique

3. Estimation de l'effet de l'inoculation sur la croissance du pois chiche

Deux géotypes de pois chiche différent vis-à-vis à leur tolérance à la déficience du phosphore sont cultivé sur du sable stérile additionné de forme complexe de phosphore (TCP) et ont subi plusieurs traitement (Inoculation simple (mycorhiz/ rhizobia) et mixte (Mycorhize +rhizobia).

Après 2 mois de culture (Figure 15), l'estimation de l'effet de l'inoculation sur la croissance du pois chiche est déterminée par la mesure du poids sec des parties aérienne et de partie racinaire.



Figure 15 : Aspect des plantes du géotype Seraidi après 2mois de culture sous serre

Pour la variété seraidi (Tolérante à la déficience en phosphore) les résultats montrés dans les figures 16 et 17 indiquent que pour la partie aérienne l'inoculation simple avec la souche RV 33 a présenté la valeur la plus élevée comparée aux autres traitements et proche du Témoin positif qui a reçu un apport en phosphore.

Aucune différence significative n'est remarqué sur l'effet de la communauté mycorhizienne sur la croissance du pois chiche mycorhizé en présence ou en absence du partenaire Bactérien (Annexe)

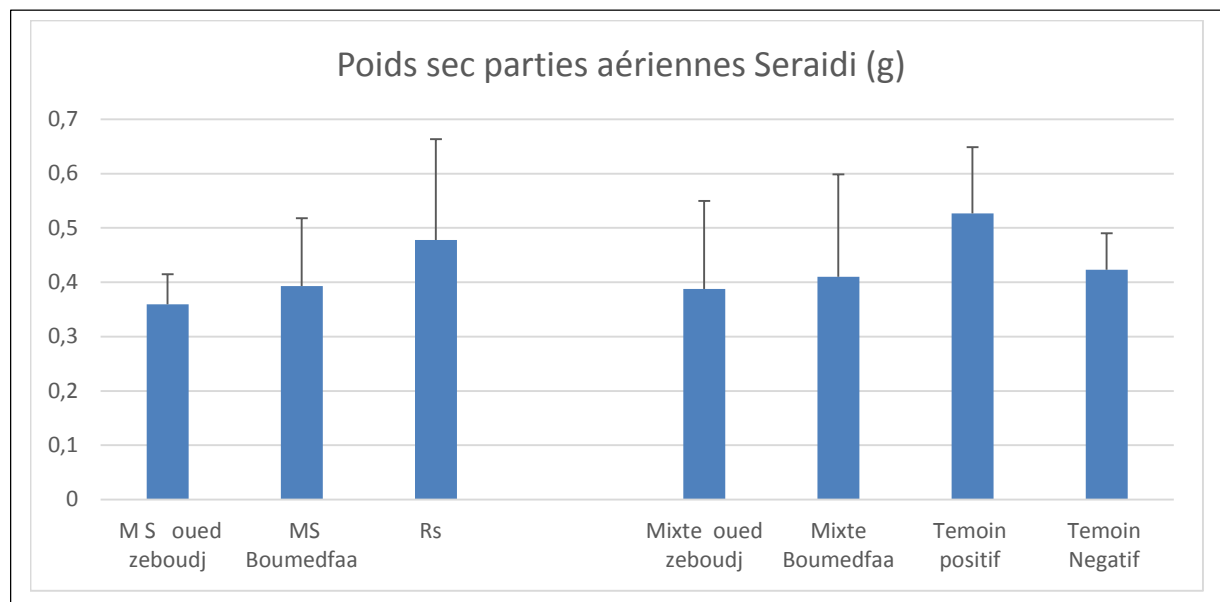


Figure 16 : Poids sec parties aériennes Seraidi

Quant au système racinaire la mesure du poids sec a montré que la double inoculation du pois chiche avec la souche RV 33 et la communauté de Boumedfaa est meilleur par rapport aux autre traitement et proche du témoin positif différent travaux ont démontré l'effet positif de l'inoculation avec les rhizobia sur la croissance du pois chiche (Haoued et al., 2016 ; Jebara *et al.*, 2018) et même en conditions de stress (Beniazza *et al.*, 2019). Les résultats de l'analyse de variance du poids sec du système racinaire du sol de Boumedfaa effectuée au seuil de 5 % ont montré que les différences obtenues sont hautement significatives car la probabilité calculée est moins que 0.01. (Annexe). Des nodule induit par la souche Rv 33 sont observé quand elle est inoculé seule cependant pour l'inoculation mixte aucue nodulation n'est observée. Ces résultats sont en contradiction avec ce qui est déjà connu sur l'effet de la double inoculation sur la croissance des plante ; Pang *et al.* (2023) ont rapporté que les champignons mycorhiziens ont un impact positif sur les rendement du pois chiche par l'amélioration de la nodulation ainsi que la solubilisation du phosphate de fer et son absorption, ce qui est de même pour Rahal *et al.* (2014); Beniazza *et al.* (2018) et Fattoumi *et al.* (2019)

L'inoculation avec les CMA de oued zeboudj a un effet négatif sur le développement du système racinaire de ce génotype soit en inoculation simple ou mixte comparé avec ceux de Boumedfaa et au témoin négatif (Figure 17). L'inoculation avec des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) est généralement bénéfique pour la croissance des plantes, en augmentant l'absorption des nutriments, la résistance au stress et la productivité. Cependant, dans ce cas le taux de mycorhization faible de l'inoculum peut être la principale cause de ces résultats.

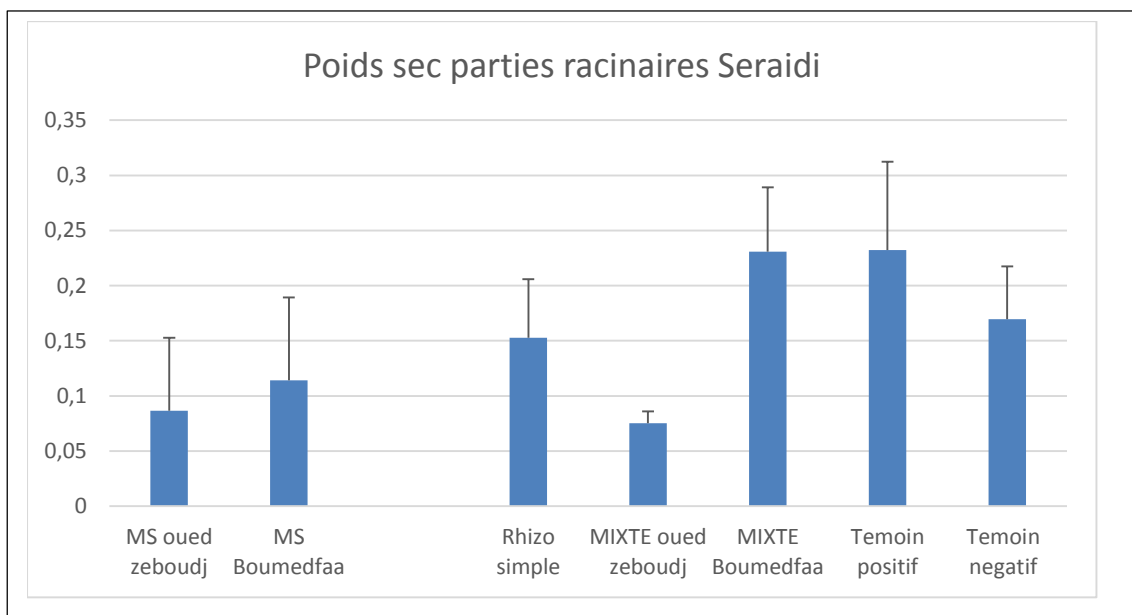


Figure 17: Poids sec des parties racinaires Seraidi

Pour la variété Beni chogran (sensible à la déficience en phosphore) (Figure 18), la mesure du poids sec des parties aérienne a montré que l'inoculation simple avec la souche RV 33 a un effet meilleur que tous les traitements en plus du témoins positif (Figure 19). Cette amélioration a une grande relation avec la fixation biologique l'azote car sur les racines des plantes de ce traitement la présence de nodules est notées pour ce génotype également.

Les plantes de pois chiche ayant reçu l'inoculum mycorhize simple le poids sec de la partie aérienne des plantes inoculé avec les CMA de Oued zeboudj est meilleur par rapport à ceux inoculé avec le CMA de Boumedfaa. Contrairement aux parties racinaire où les résultats sont différents.

Pour la double inoculation le poids sec des partie aérienne est meilleur que l'inoculation simple avec les CMA de boumedfaa. Mais pour les CMA de Oued zeboudj semble n'avoir aucun effet. Toute fois pour la partie racinaire la double inoculation présente un effet meilleur que la simple mycorhization pour la variété de Beni chogran



Figure 18 : Aspect des plantes du génotype Beni Chogran après 2mois de culture sous serre

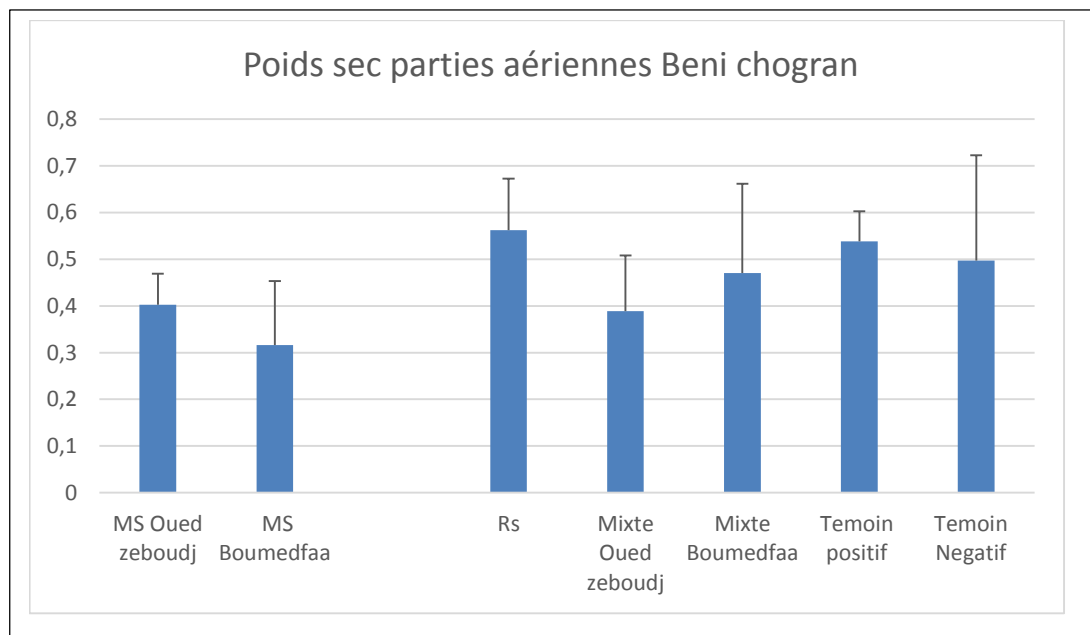


Figure 19: Poids sec des parties aeriennes Beni chogran

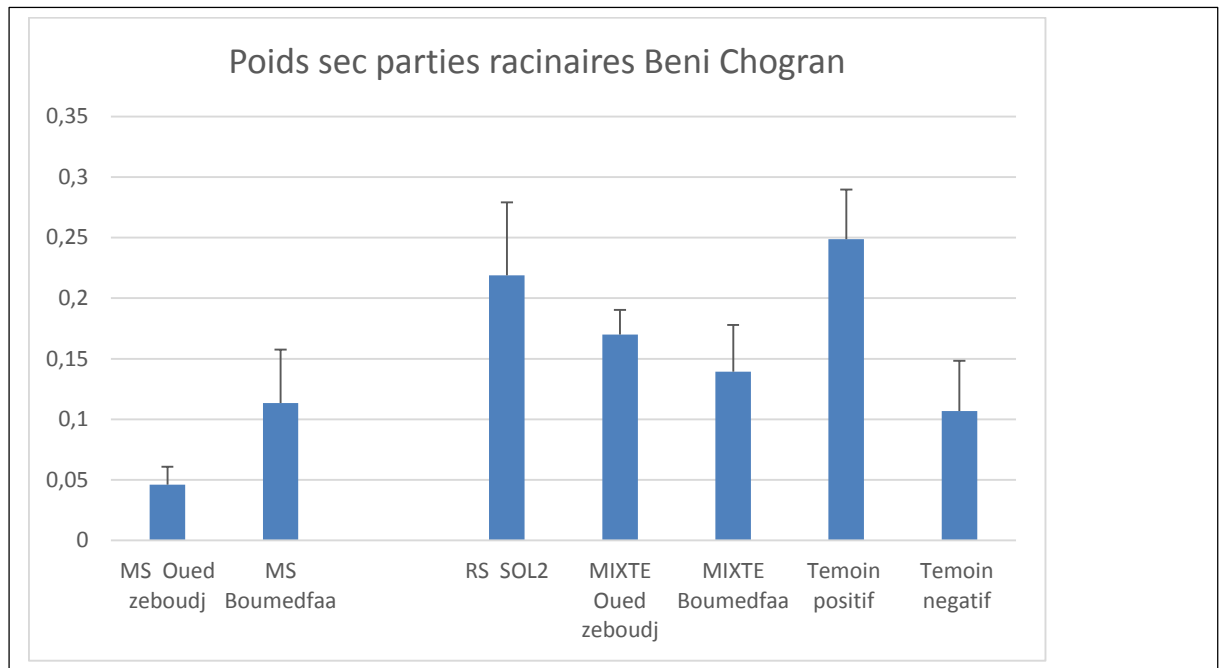


Figure 20: Poids sec des parties racinaires Beni chogran

La comparaison entre le rendement des différents traitements (Variété+ type d'inoculation) montre qu'il n'y a pas de différence significative pour le poids sec des parties aériennes (annexe). Toutefois, l'inoculation du génotype sensible avec la souche RV33 semble avoir la meilleure valeur.

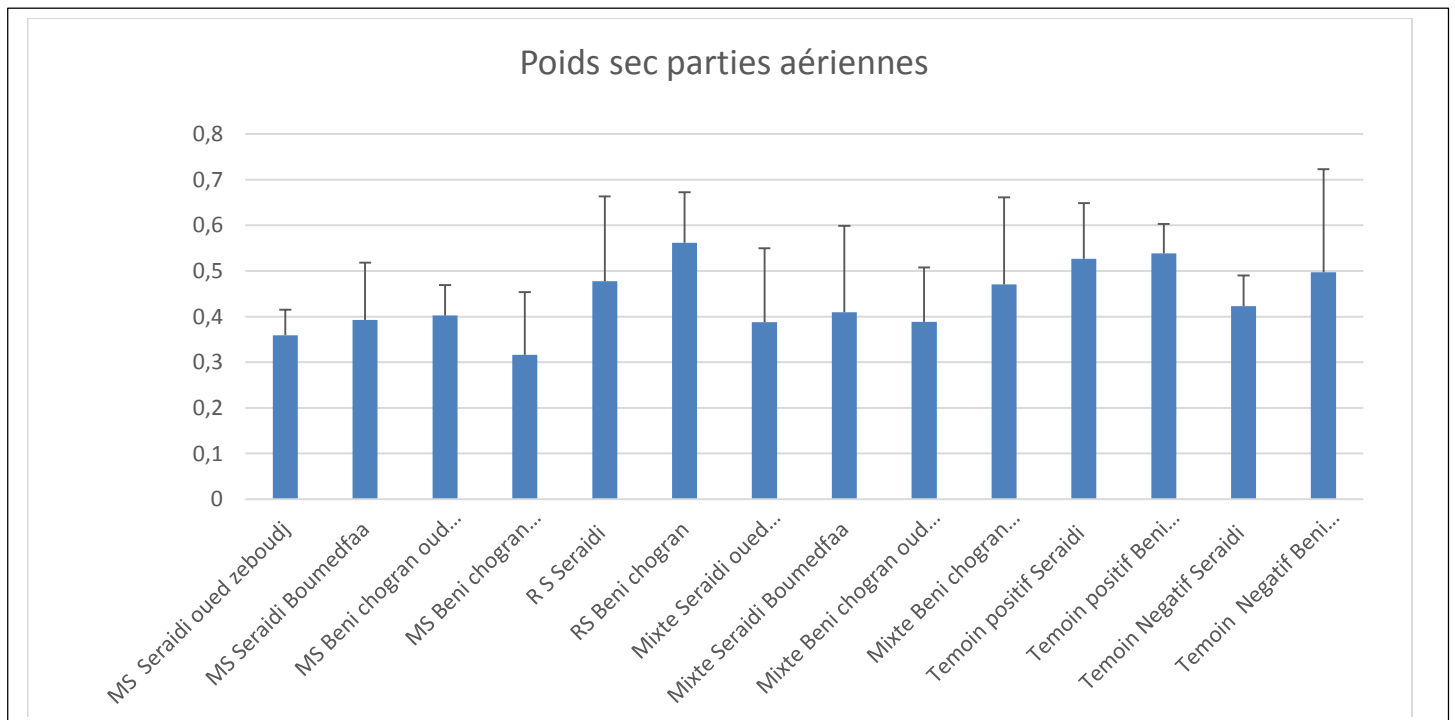


Figure 21: Poids sec des parties aériennes de tous les traitements

La déficience en phosphore semble ne pas influencer les poids sec des parties aériennes. Mais le dosage de cette élément dans les différent tissus de la plante semble être nécessaire

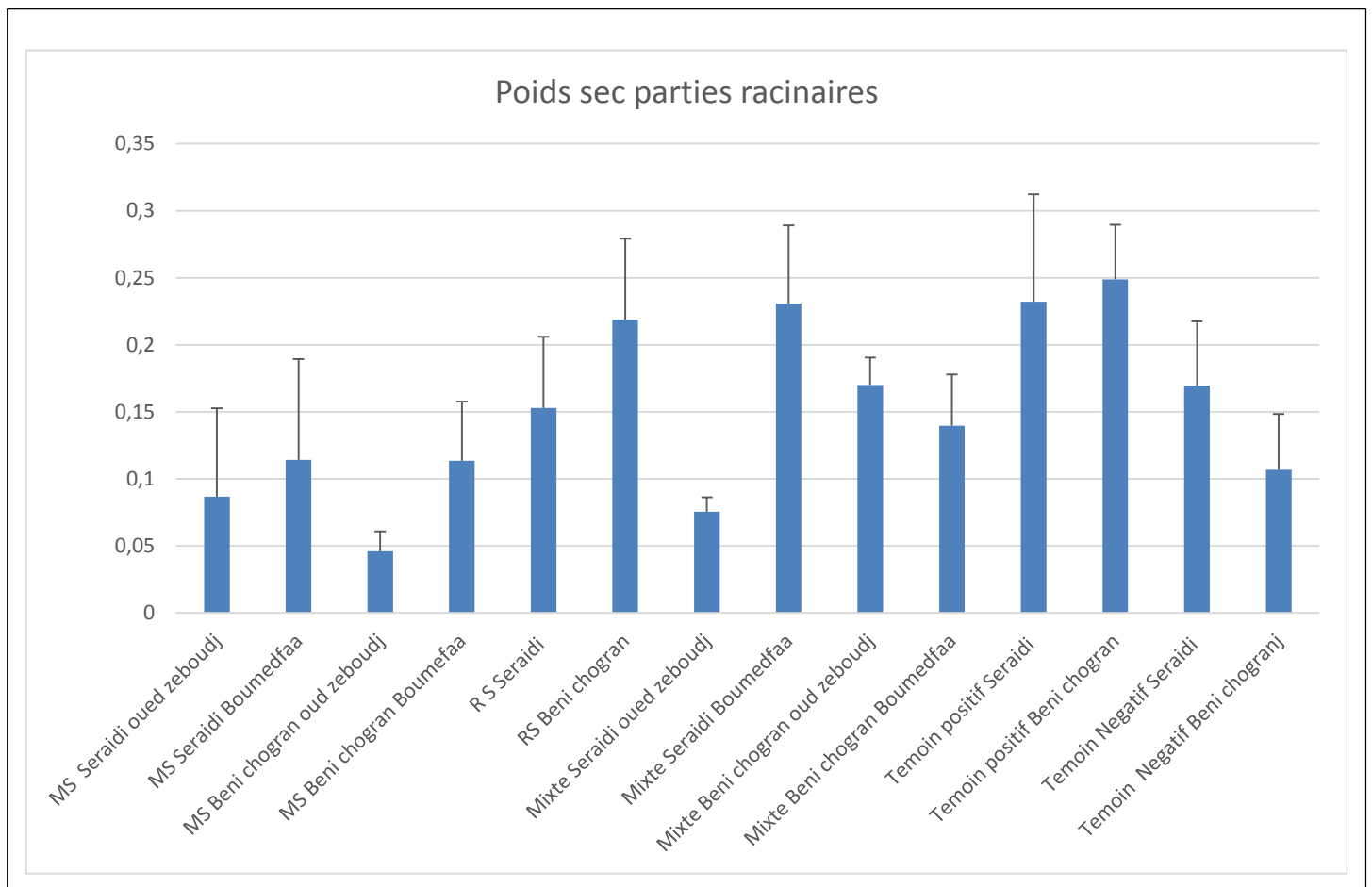


Figure 22: Poids sec des parties racinaires de tous les traitements

En ce qui concerne les parties racinaires, l'inoculation mixte du génotype avec les CMA de Boumedfaa sous déficience en phosphore est le meilleur traitement et il est proches du témoin positif

L'inoculation avec les CMA de oued zeboudj simple ou mixte semble avoir les plus faibles impacts sur la croissance du pois chiche des deux génotypes et sont plus faible que les témoins négatifs sans inoculation.

La déficience en phosphore semble avoir un effet négatif sur le poids sec des parties racinaires du génotype de Beni Chogran qui est le génotype sensible.

4. Evaluation du taux de mycorhization :

Le taux de mycorhization est représentée par le nombre de structures internes dans les racines par le calcul de la fréquence et l'intensité de mycorhization ; dans le cas de cette étude, des hyphes et des vésicules sont observé après coloration des racines des plantes inoculés avec les CMA (simple/mixte). Figure (23)

L'infection des racines de pois chiche par les CMA des deux sols est positive pour les deux génotypes étudiée. La fréquence de mycorhization semble être légèrement améliorée par la double inoculation comparé à la simple inoculation par les CMA des deux régions (Figure 24)

Cependant l'intensité de mycorhization (la richesse des fragments en structure mycorhizienne) est très faible pour les plantes inoculées par le mélange (CMA+RV33) (Figure24)

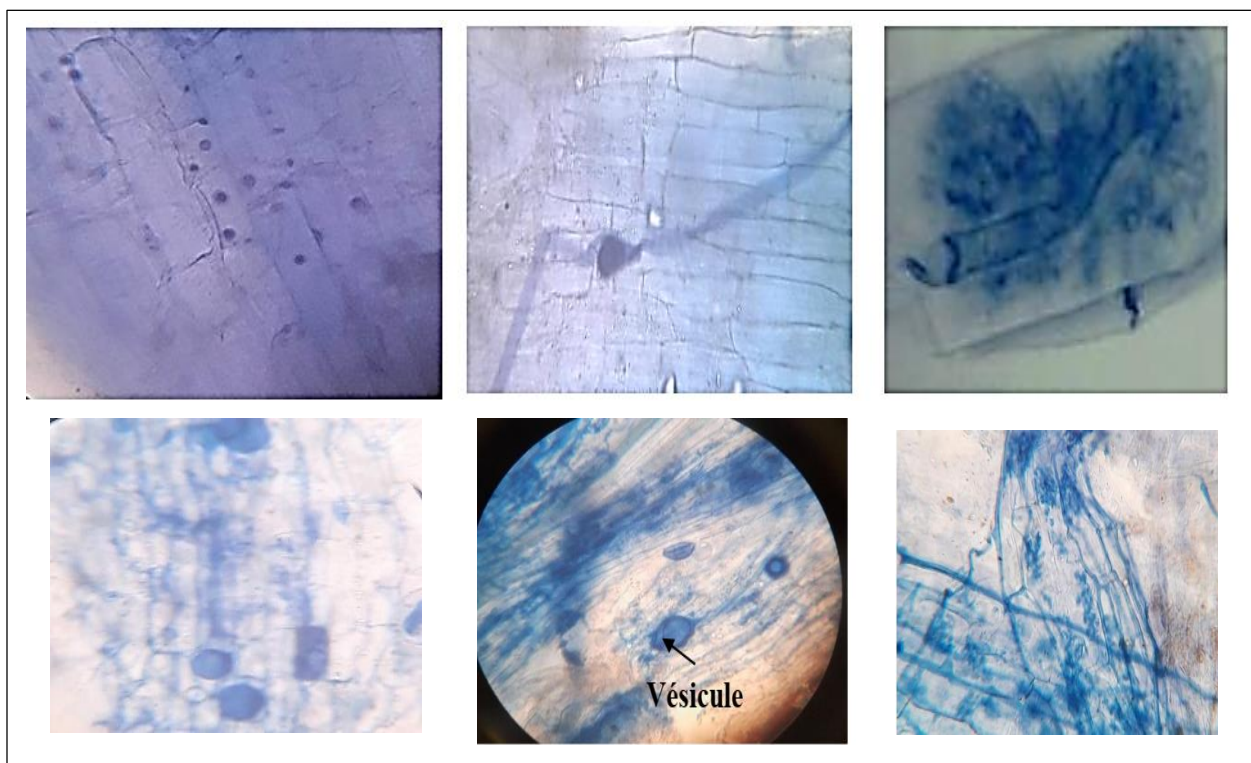


Figure 23 : Aspect des structures mycorhiziennes observé dans les racines de pois chiche inoculé par les CMA observées au microscope optique GRX40

Fattoumi *et al.* (2010) et Rahal *et al.* (2014) ont montré que certaines variétés de pois chiche sont plus réceptives à la colonisation mycorhizienne que d'autres en conditions de stress

Elumeeva *et al.* (2018) ont rapporté qu'il existe une forte relation entre le taux de mycorhization d'une plante et son rendement. En effet, Zhu *et al.* (2023) ont montré que la mycorhization permet

aux plantes de mieux bénéficier du phosphore du sol, d'une meilleure alimentation hydrique en plus de la communication entre toutes les plantes présentes dans un même site. Cependant dans le cas de cette étude aucune corrélation n'est démontrée.

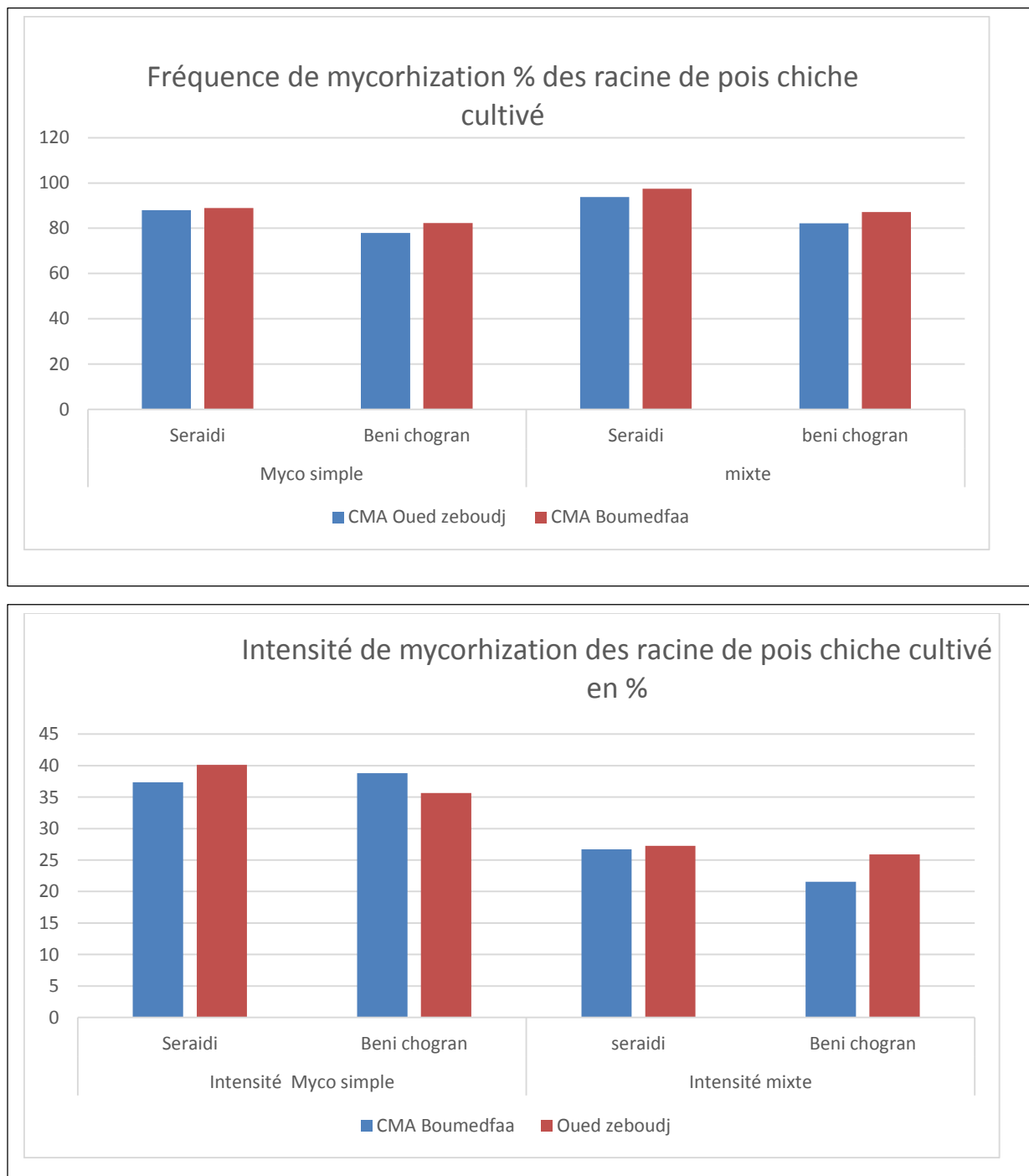


Figure 24 : Fréquence et intensité de mycorhization des plante de pois chiche

Conclusion :

Le développement de nouveaux systèmes de production agricole qui renforcent l'utilisation des ressources naturelles écologiquement non polluantes et qui permettent de réduire l'usage d'engrais notamment riches en phosphore, a permis de concentrer l'attention sur le rôle potentiel des champignons mycorhizien dans la solubilisation du phosphore complexe dans le sol.

L'objectif de notre étude est de sélectionner l'inoculum performant pour l'augmentation du rendement du pois chiche sous déficience en phosphore. En utilisant des Champignons mycorhiziens provenant de la rhizosphère de pois chiche cultivé dans deux régions de la wilaya de Ain defla il s'agit de la région de **Boumedffa et Oued Zeboudj**.

Dans un premier lieu la diversité et la richesse des sols de Boumedffa et Oued Zeboudj en spores d'endomycorhize a été effectuée par la méthode du tamisage humide. Les résultats révèlent que le sol de Boumedfaa est beaucoup plus riche en spores (344 spores/ 100g de sol) que celui de Oued Zeboudj (244 spores/ 100g de sol). L'observation morphologique des spores CMA a permis de classer les spores observées en 14 morphotypes différents. Le morphotype Marron foncé (Grand) est le plus répondu dans les deux sols.

Afin de préparer des inoculums fongiques provenant des deux régions. Les graines de sorgho ont servi comme plante piège pour les champignons de Oued zeboudj en utilisant le sol de la région. Le même type de graines sont cultivées sur sable stérile et inoculées avec les spores isolées du sol de boumedfaa. Après 6semaine les inoculums sont quantifié l'inocullum de boumedfaa est le plus colonisé par les mycorhizes (86% contre 40%).

Deux génotypes de pois chiche contrastant vis-à-vis à la tolérance de la déficience du phosphore sont testés, sur sable stérile aditionné de phosphate tricalcique. En plus des traitements sans inoculation, 5 autres traitements sont testé ; inoculation simple avec les mycorhizes des deux régions d'étude, inoculation simple avec la souche RV33 *Rhizobium leguminosarum* et une inoculation mixte (RV33+ CAM de chaque région). La mesure des biomasses aérienne et racinaires des plantes a montré que pour le génotype **Seraidi (tolérant au phosphore)** la biomasse aérienne la plus élevée a été obtenue avec l'inoculation simple RV33. La meilleure croissance racinaire a été observée avec l'inoculation mixte utilisant les mycorhizes de Boumedfaa.et pour le génotype de **Beni Chogran (sensible au phosphore)** L'inoculation simple RV33 a produit les meilleurs rendements. Toute fois les CMA de Boumedfaa ont eu un effet positif sur la croissance des deux génotypes, surpassant celles de Oued Zeboudj. Les résultat montre que ni l'inoculation simple avec les CMA ni la double inoculation n'a permis une amélioration significative de la croissance des plante parraport au témoin négatif non inoculé.

L'estimation du taux de mycorhization des traitements inoculé avec les CMA a révélé que La fréquence de mycorhization semble être légèrement améliorée par la double inoculation comparé à la simple inoculation par les CMA des deux régions. Cependant l'intensité de mycorhization (la richesse des fragments en structure mycorhizienne) est très faible pour les plantes inoculées par le mélange (CMA+RV33)

Dans le cas de cette étude aucune corrélation n'est démontrée entre la sensibilité des géotypes face à la déficience du phosphore et le rôle que jouent d'habitude les mycorhizes et la double inoculation dans l'amélioration de la croissance des plante de ce fait il semble important de

- Refaire le test dans des conditions controlée (Chambre de culture)
- Utiliser un autre support inerte pour la culture des plante
- Utiliser des souches identifiée de Champignon mycorhieien
- Ajouter une petite quantité de phosphore soluble (P starter) dans la solution nutritive

Références Bibliographiques

- Balazs, H. E., Schmid, C. A., Cruzeiro, C., Podar, D., Szatmari, P. M., Buegger, F., ... & Schroeder, P. (2021). Post-reclamation microbial diversity and functions in hexachlorocyclohexane (HCH) contaminated soil in relation to spontaneous HCH tolerant vegetation. *Science of the Total Environment*, 767, 144653.
- Baudoin, J. P. (2001). Contribution des ressources phytogénétiques à la sélection variétale de légumineuses alimentaires tropicales. Base.
- Bécard, G., & Fortin, J. A. (1988). Early events of vesicular–arbuscular mycorrhiza formation on Ri T- DNA transformed roots. *New phytologist*, 108(2), 211-218.
- Beijerinck MW. 1888. Culture des Bacillus radicolaaus den Kno'llchen. *Bot Ztg.* 46: 740-750.
- Bejiga, G., & van der Maesen, L. J. G. (2006). Cultivation of chickpeas in Australia and Canada. In S. S. Yadav, R. Redden, W. Chen, & B. Sharma (Eds.), *Chickpea breeding and management* (pp. 157-170). CABI.
- Benoît Magrini, Laurent Bedoussac. Légumineuses : Définition. INRAE. Dictionnaire [Trouvelot et al., 1986] Trouvelot, A., Kough, J., and Gianinazzi-Pearson, V. (1986). Mesure du taux de mycorrhization va d'un système racinaire. recherche de méthode d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In *Physiological and genetical aspects*
- Berger, J. D. (2007). Ecogeographic and evolutionary approaches to improving adaptation of autumn-sown chickpea (*Cicer arietinum* L.) to terminal drought : the search for reproductive chilling tolerance. *Field Crops Research*, 104(1-3), 112-122.
- Boivin S, Mahé F, Pervent M, Tancelin M, Tauzin M, Wielbo J, Mazurier S, Young JPW, Lepetit M. 2020. Genetic variation in host-specific competitiveness of the symbiont *Rhizobium leguminosarum* symbiovar *viciae*. *Authorea*.
- Borget, M. (1989). *Tropical food legumes*.
- Botineau M. (2010). *Botanique systématique et appliquée des plantes à fleurs*. Tec & doc. Paris : Lavoisier. P .598.
- Boudjenouia, A., Fleury, A., & Tacherifte, A. (2003). Food legumes in peri-urban areas of Sétif (Algeria) : analysis of marginalization.
- Braun, L., Beeston, J., & Cowan, C. (1988). Seed types in plants. *Journal of Botanical Research*, 12(3), 45-60.
- Brewin, N. J. (1991). Development of the legume root nodule. *Annual review of cell biology*, 7(1), 191-226.
- Brillhante Brillhante, M., Gobeli Brawand, S., Endimiani, A., Rohrbach, H., Kittl, S., Willi, B., ... & Perreten, V. (2021). Two high-risk clones of carbapenemase-producing *Klebsiella pneumoniae*

- that cause infections in pets and are present in the environment of a veterinary referral hospital. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 76(5), 1140-1149.
- Châtaigner, J. M., & Duponnois, R. (2017). Les microorganismes du sol : des outils biologiques pour satisfaire les objectifs du développement durable (ODD)/Soil micro-organisms : biological tools to meet the objectives of sustainable development (SDO). *Réalités Industrielles*, 94.
 - Chini, C. C. S., Cordeiro, H. S., Tran, N. L. K., & Chini, E. N. (2020). NAD metabolism : Role in senescence regulation and aging. *Aging cell*, 23(1), e13920.
 - Cronk Q., Ojeda I. & Pennington R.T. (2006). Legume comparative genomics: progress in phylogenetics and phylogenomics. *Curr Opin Plant Biol*, 9 : 99- 103.
 - Dekkiche, M. (2017). Crossing the line : Mamluk response to Qaramanid threat in the fifteenth century according to MS ar. 4440 (BnF, Paris) 1. *Bulletin of the School of Oriental and African Studies*, 80(2), 253-281.
 - Djordjevic, S. P., Chen, H., Batley, M., Redmond, J. W., & Rolfe, B. G. (1987). Nitrogen fixation ability of exopolysaccharide synthesis mutants of *Rhizobium* sp. Strain NGR234 and *Rhizobium trifolii* is restored by the addition of homologous exopolysaccharides. *Journal of bacteriology*, 169(1), 53-60.
 - FAO (2016). *Legumineuses : Des graines nutritives pour un avenir durable*. <http://www.fao.org/3/a-i5528f.pdf>
 - FAO, 2016) :
 - Fortin, M., Voss, P., Lord, C., Lassonde, M., Pruessner, J., Saint-Amour, D., ... & Lepore, F. (2008). Wayfinding in the blind : larger hippocampal volume and supranormal spatial navigation. *Brain*, 131(11), 2995-3005.
 - FOUGHALI, A. A., Hocine, Z. I. A. M., Salah, A. G. A. G., MEDROUH, B., & ELGROUD, R. (2019). Caractérisation des exploitations laitières dans trois communes de Constantine, à l'Est algérien. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 7(3).
 - George, G., McGahan, A. M., & Prabhu, J. (2012). Innovation for inclusive growth : Towards a theoretical framework and a research agenda. *Journal of management studies*, 49(4), 661-683.
 - Gibson KE, Kobayashi H, Walker GC. 2008. Molecular determinants of a symbiotic chronic infection. *Annual Review of Genetics*. 42: 413–441.
 - Goldman, B. J., Lee, W. R., & Fuhrman, J. J. (1991). *Rhizobium* interactions in legume roots. *Journal of Plant Physiology*, 137(4), 437-442. [https://doi.org/10.1016/S0176-1617\(11\)81425-3](https://doi.org/10.1016/S0176-1617(11)81425-3)
 - Haag, A. F., Arnold, M. F., Myka, K. K., Kerscher, B., Dall'Angelo, S., Zanda, M., ... & Ferguson, G. P. (2013). Molecular insights into bacteroid development during *Rhizobium*–legume symbiosis. *FEMS microbiology reviews*, 37(3), 364-383.
 - Harrison, R. (2005). *Learning and development*. CIPD publishing.
 - Hinsinger, P. (2001). Bioavailability of trace elements as related to root-induced chemical changes in the rhizosphere. *Trace elements in the rhizosphere*, 25-41.

- Human Nutrition, 44(3), 195-211
- Jarvis, C. R., Xiong, Z. G., Plant, J. R., Churchill, D., Lu, W. Y., MacVicar, B. A., & MacDonald, J. F. (1997). Neurotrophin modulation of NMDA receptors in cultured murine and isolated rat neurons. *Journal of Neurophysiology*, 78(5), 2363-2371.
- July 1985, pages 217–221.
- Kawaguchi, Y., Kovacs, J. J., McLaurin, A., Vance, J. M., Ito, A., & Yao, T. P. (2003). The deacetylase HDAC6 regulates aggresome formation and cell viability in response to misfolded protein stress. *Cell*, 115(6), 727-738.
- Le Soir d'Algérie, 2019
- Ledermann, R., Schulte, C. C., & Poole, P. S. (2021). How rhizobia adapt to the nodule environment. *Journal of Bacteriology*, 203(12), 10-1128.
- Lewis et al 2005 :
- Lewis, G., Schrire, B., Mackinder, B., & Lock, M. (2005). *Legumes of the World*. Royal Botanic Gardens, Kew
- Liu, D., Perez-Moreno, J., He, X., Garibay-Orijel, R., & Yu, F. (2020). Compartmentalization Rather Than Host Tree Drives Truffle Microbiome.
- Maatougui, M., Pékic, S., Jovanović, Ž., & Kobiljski, B. (1996). Genetic variability and heritability of some morphological traits in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Euphytica*, 89(3), 375-380. <https://doi.org/10.1007/BF00020959>
- Mafakheri, A., Siosemardeh, A. F., Bahramnejad, B., Struik, P. C., & Sohrabi, Y. (2010). Effect of drought stress on yield, proline and chlorophyll contents in three chickpea cultivars. *Australian journal of crop science*, 4(8), 580-585
- Maphosa, Y., & Jideani, V. A. (2017). The role of legumes in human nutrition. *Functional food-improve health through adequate food*, 1, 13.
- Munns et Mosse, Santhanakrishnan, P., & OBLISAMI, U. (1990). Effect of interaction between *Rhizobium* and VA mycorrhizal fungi inoculation on the growth of groundnut applied with different levels of gypsum. *Current Trends In Mycorrhizal Research*.
- mycorrhizae : proceedings of the 1st european symposium on mycorrhizae, Dijon, 1-5
- Nour, S. M., Cleyet-Marel, J. C., Normand, P., & Fernandez, M. P. (1995). Genomic heterogeneity of strains nodulating chickpeas (*Cicer arietinum* L.) and description of *Rhizobium mediterraneum* sp. Nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 45(4), 640-648.
- Nouri, M., Ozer, A., & Ozer, P. (2016). Etude préliminaire sur le risque d'inondation en milieu urbain (Algérie). *Geo-Eco-Trop : Revue Internationale de Géologie, de Géographie et d'Écologie Tropicales*, 40(3).
- Petr S., Clarice J C., Mike J A., Nigel M., Hanno S., Matthew W B., Jens B., Stephanie L G., Matthew N N., Naghmeh B., Tomáš V., Cengiz T., Rachit K S., Manish R., Manish K Rémond, D., & Walrand, S. (2017). Les graines de légumineuses : caractéristiques nutritionnelles et effets sur la santé. *Innovations Agronomiques, INRA*, 60 *Rhizobium and Bradyrhizobium species as*

- growth promoting bacteria on non-legumes: effect on radishes (*Raphanus sativus* L.). *Plant Soil*. 204: 57-67
- Phillips, R. D. (1993). Starchy legumes in human nutrition, health and culture. *Plant Foods for*
 - Pouresmael, M., R. A. Khavari-Nejad, J. Mozafari, F. Najafi, and F. Moradi, 2012 : Wild Cicer species response to drought stress through different mechanisms. *Adv. Environ. Biol.* 6, 2966—297
 - POWELL, J., & KLIRONOMOS, J. (2007). The ecology of plant–microbial mutualisms. In *Soil microbiology, ecology and biochemistry* (pp. 257-281). Academic Press.
 - Purin, S., & Rillig, M. C. (2007). The arbuscular mycorrhizal fungal protein glomalin : Pu, progress, and a new hypothesis for its function. *Pedobiologia*, 51(2), 123-130.
 - Redden, R., & Berger, J. (2007). Nutritional requirements and improvement of legume crops. In C. Kole (Ed.), *Genome mapping and molecular breeding in plants* (Vol. 3, pp. 157-184). Springer.
 - Chourouk Andolsi. Effet de la mycorhization et de sa diversité sur la nutrition du pois chiche sous Deux niveaux de phosphore. Amélioration des plantes. 2021. Ffdumas-03642047ff
 - Abdelkader, M., Btissam, B. M., Laila, P. N., & Jamal, P. I. (2017). Denombrement des populations naturelles de rhizobium du pois chiche (*Cicer Arietinum*) dans differents sols du Maroc. *Eur. Sci. J*, 13, 273-286.
 - BELLEMOU, D. (2020). Diversité et structuration génétique du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) local (Algérie) (Doctoral dissertation).
 - LATATI, M. (2012). Adaptation de la symbiose légumineuse haricot-rhizobium à la déficience en phosphore (Doctoral dissertation).
 - Ouazib, M. (2017). Effet des traitements sur les paramètres nutritionnels et fonctionnels du pois chiche produit localement : impact sur les propriétés rhéologiques, physicochimiques et sensorielles de pain à base de pois chiche. Département des sciences alimentaires, Université de Béjaïa, 1-153.
 - Richardson, A. E., Lynch, J. P., Ryan, P. R., Delhaize, E., Smith, F. A., Smith, S. E., ... & Simpson, R. J. (2011). Plant and microbial strategies to improve the phosphorus efficiency of agriculture. *Plant and soil*, 349, 121-156.
 - Sahraoui, A. L. (2013). La Mycorhize à arbuscules : quels bénéfices pour l’homme et son environnement dans on contexte de développement durable ?. *Synthèse : Revue des Sciences et de la Technologie*, 26, 06-19.
 - Sajja S.B., Srinivasan Samineni and Pooran M. Gaur. (2017). *Botany of Chickpea* Springer International Publishing AG 2017 R.K. Varshney et al. (eds.), *The Chickpea Genome, Compendium of Plant Genomes*
 - Singh, A. K., Singh, V. K., Singh, S., & Singh, B. D. (2013). Class in the tribe : Understanding legume taxonomy. *Journal of Plant Research*, 126(4), 511-525. <https://doi.org/10.1007/s10265-013-0567-8>
 - Smykal et al 2015 :

- Smykal, P., Vernoud, V., Blair, M. W., Soukup, A., & Thompson, R. D. (2015). The role of the testa during development and in establishment of dormancy of the legume seed. *Frontiers in Plant Science*, 6, 959. <https://doi.org/10.3389/fpls.2015.00959>
- Soltner, D. (2003). *Les bases de la production végétale*.
- Sprent, J. I., & Platzmann, J. (2001). *Nodulation in legumes* (p. 146p). Kew : Royal Botanic Gardens
- Tilak, K. V. B. R., Ranganayaki, N., Pal, K. K., De, R., Saxena, A. K., Nautiyal, C. S., ... & Johri, B. N. (2005). Diversity of plant growth and soil health supporting bacteria. *Current science*, 136-150.
- Vance, C. P., Uhde- Stone, C., & Allan, D. L. (2003). Phosphorus acquisition and use : critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. *New phytologist*, 157(3), 423-447.
- Verma, D. (1992). Signals in root nodule organogenesis and endocytosis of Rhizobium. *The Plant Cell*, 4(4), 373.
- Vincent JM .1970. *The manual for the practical study of root nodule bacteria*. Blackwell Scientific Publication Ltd, Oxford. United Kingdom
- Wang, X., Song, J., Liu, J., & Wang, Z. L. (2007). Direct-current nanogenerator driven by ultrasonic waves. *Science*, 316(5821), 102-105.
- Zaghouane, S. (2018). *Quels enjeux pour la dynamique commerciale en milieu urbain ? cas d'étude à El-Eulma (Doctoral dissertation)*.
- Zine-Zikara, F., Bouzid, L., & Yekkour, A. (2015). Le pois chiche en Algérie : situation, potentialités et perspectives. *Recherche Agronomique*, 27, 35-47.
- Dumbrell, A. J., Nelson, M., Helgason, T., Dytham, C., & Fitter, A. H. (2010). Relative roles of niche and neutral processes in structuring a soil microbial community. *The ISME Journal*, 4(3), 337-345
- Lekberg, Y., Koide, R. T., Rohr, J. R., Aldrich-Wolfe, L., Morton, J. B., Bever, J. D., ... & Kinkel, L. L. (2011). Assembly and interactions of microbial communities: biotic and abiotic controls. *Ecology Letters*, 14(10), 1110-1120.
- Hinsinger, P. (2001). Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: A review. *Plant and Soil*, 237(2), 173-195.
- Duhoux, Y., & Nicole, A. (2004). Effets des pratiques agricoles sur la biodiversité. *Agriculture Durable*,

- 15(3), 45-60.
- Morel, J. L., & Fardeau, J. C. (1991). Phosphorus sorption and desorption in limed soil. **Soil Science Society of America Journal**, 55(5), 1289-1294.
- Soltner, D. (2003). **Les bases de la production végétale : Le sol et son amélioration**. Collection Sciences et Techniques Agricoles.
- Wang, X., et al. (200X). Titre de l'article. **Titre de la Revue**, volume(numéro), pages.
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). **Mycorrhizal Symbiosis** (3rd ed.). Academic Press.
- Krishna, A. (2005). Stages of Progress: A Community-Based Methodology for Defining and Understanding Poverty. **Global Health Action**, 2(1), 67-78.
- Sellers, PJ, Hall, FG, Kelly, RD, Black, A., Baldocchi, D., Berry, J., ... & Guertin, FE (1997). BOREAS en 1997 : aperçu de l'expérience, résultats scientifiques et orientations futures. *Journal of Geophysical Research : Atmospheres*, 102 (D24), 28731-28769.
- Carvalho, M. A., Dekkiche, H., Karmazin, L., Sanchez, F., Vincent, B., Kanamoto, M., ... & Ruppert, R. (2017). Synthesis and study at a solid/liquid interface of porphyrin dimers linked by metal ions. *Inorganic Chemistry*, 56(24), 15081-15090.
- Fricain, J. C., Schlaubitz, S., Le Visage, C., Arnault, I., Derkaoui, S. M., Siadous, R., ... & Amédée, J. (2013). A nano-hydroxyapatite–pullulan/dextran polysaccharide composite macroporous material for bone tissue engineering. *Biomaterials*, 34(12), 2947-2959.
- Châtaigner, J. M., & Duponnois, R. (2017). Les microorganismes du sol: des outils biologiques pour satisfaire les objectifs du développement durable (ODD)/Soil microorganisms: biological tools to meet the objectives of sustainable development (SDO). *Réalités Industrielles*, 94.
- Madsen, T., Shine, R., Olsson, M., & Wittzell, H. (1999). Restoration of an inbred adder population. *Nature*, 402(6757), 34-35.
- Adams, D. M., Brus, L., Chidsey, C. E., Creager, S., Creutz, C., Kagan, C. R., ... & Zhu, X. (2003). Charge transfer on the nanoscale: current status. *The Journal of Physical Chemistry B*, 107(28), 6668-6697.
- Schwarzott, D., Walker, C., & Schüßler, A. (2001). Glomus, the largest genus of the arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales), is nonmonophyletic. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 21(2), 190-197.
- Brundrett, M. (2004). Diversity and classification of mycorrhizal associations. *Biological reviews*, 79(3), 473-495.
- Reutzel, D. R., Fawson, P. C., & Smith, J. A. (2008). Reconsidering silent sustained reading: An exploratory study of scaffolded silent reading. *The Journal of Educational Research*, 102(1), 37-50.
- Bago, B., Pfeffer, P. E., Abubaker, J., Jun, J., Allen, J. W., Brouillette, J., ... & Shachar-Hill, Y. (2003). Carbon export from arbuscular mycorrhizal roots involves the translocation of carbohydrate as well as lipid. *Plant physiology*, 131(3), 1496-1507.
- Levy-Booth, D. J., Campbell, R. G., Gulden, R. H., Hart, M. M., Powell, J. R., Klironomos, J. N., ... & Dunfield, K. E. (2007). Cycling of extracellular DNA in the soil environment. *Soil Biology and Biochemistry*, 39(12), 2977-2991.
- Lucas, P. W., Hoare, M. G., Longmore, A., Schröder, A. C., Davis, C. J., Adamson, A., ... & Thompson, M. A. (2008). The UKIDSS Galactic plane survey. *Monthly Notices of the Royal Astronomical Society*, 391(1), 136-163.
- Duponnois, R., Hafidi, M., Ndoye, I., Ramanankierana, H., & Bâ, A. M. (2013).

- Généralités sur la symbiose mycorhizienne: introduction. Duponnois R, Hafidi M, Ndoye I.
- Lucas, P. W., Hoare, M. G., Longmore, A., Schröder, A. C., Davis, C. J., Adamson, A., ... & Thompson, M. A. (2008). The UKIDSS Galactic plane survey. *Monthly Notices of the Royal Astronomical Society*, 391(1), 136-163.
 - Bencherif, K., Boutekrabt, A., Fontaine, J., Laruelle, F., Dalpè, Y., & Sahraoui, A. L. H. (2015). Impact of soil salinity on arbuscular mycorrhizal fungi biodiversity and microflora biomass associated with *Tamarix articulata* Vahl rhizosphere in arid and semi-arid Algerian areas. *Science of the Total Environment*, 533, 488-494.
 - Wagg, C., Pautler, M., Massicotte, H. B., & Peterson, R. L. (2008). The co-occurrence of ectomycorrhizal, arbuscular mycorrhizal, and dark septate fungi in seedlings of four members of the Pinaceae. *Mycorrhiza*, 18, 103-110.
 - Smith, S. E., & Smith, F. A. (2012). Fresh perspectives on the roles of arbuscular mycorrhizal fungi in plant nutrition and growth. *Mycologia*, 104(1), 1-13.
 - Wagg, C., Pautler, M., Massicotte, H. B., & Peterson, R. L. (2008). The co-occurrence of ectomycorrhizal, arbuscular mycorrhizal, and dark septate fungi in seedlings of four members of the Pinaceae. *Mycorrhiza*, 18, 103-110.
 - Betoule, M. E. A., Kessler, R., Guy, J., Mosher, J., Hardin, D., Biswas, R., ... & Wheeler, C. J. (2014). Improved cosmological constraints from a joint analysis of the SDSS-II and SNLS supernova samples. *Astronomy & Astrophysics*, 568, A22.
 - Garbaye, J. (2013). La symbiose mycorhizienne: une association entre les plantes et les champignons.
 - Zeramdini, N. (2009). Étude du polymorphisme intra-et inter-spécifique du gène β -tubuline chez des espèces de champignons mycorhiziens à arbuscules en vue de développer des marqueurs moléculaires.
 - Duhoux, E., & Nicole, M. (2004). Biologie végétale. *Association et interaction chez les plantes*. Ed. dunod, 93, 18-80.
 - Lucas, P. W., Hoare, M. G., Longmore, A., Schröder, A. C., Davis, C. J., Adamson, A., ... & Thompson, M. A. (2008). The UKIDSS Galactic plane survey. *Monthly Notices of the Royal Astronomical Society*, 391(1), 136-163.
 - Bécard, G., & Fortin, J. A. (1988). Early events of vesicular–arbuscular mycorrhiza formation on Ri T-DNA transformed roots. *New phytologist*, 108(2), 211-218.
 - Richardson, F. M., Seghier, M. L., Leff, A. P., Thomas, M. S., & Price, C. J. (2011). Multiple routes from occipital to temporal cortices during reading. *Journal of Neuroscience*, 31(22), 8239-8247.
 - Wang, X., Lester, D. W., Guppy, C. N., Lockwood, P. V., & Tang, C. (2007). Changes in phosphorus fractions at various soil depths following long-term P fertiliser application on a Black Vertosol from south-eastern Queensland. *Soil Research*, 45(7), 524-532.
 - Vance, C. P., Uhde- Stone, C., & Allan, D. L. (2003). Phosphorus acquisition and use : critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. *New phytologist*, 157(3), 423-447.
 - Djouider, S. I., Gentzittel, L., Jana, R., Rickauer, M., Ben, C., & Lazali, M. (2022). Contribution to improving the Chickpea (*Cicer arietinum* L.) efficiency in low-phosphorus farming systems : Assessment of the relationships between the P and N nutrition, nodulation capacity and productivity performance in P-deficient field conditions. *Agronomy*, 12(12), 3150.
 - Kouas, S., Debez, A., Plassard, C., Drevon, J. J., & Abdelly, C. (2009). Effect of phosphorus limiting on phytase activity, proton efflux and oxygen consumption by nodulated roots of common bean (*Phaseolus vulgaris*). *African Journal of Biotechnology*, 8(20), 665-693.

Annexe1

Composition des colorant et reactifs utilisees :

Preparation de 1000ml de solution colorante de bleu trypan au lacto-glycerole

Colorant. 0,5g

Acide lactique 333ml

Glycerol. 333ml

L'eau distille 333ml

Agitation magnetique environ 30 min

Acide lactique a 10%

Acide lactique 100ml

Eau distille. 1000ml

La potasse (koh) a 10%

KOH 100ml

Eau distille 1000ml

Annexe2

composition de la solution nutritive de HOAGLAND(1938).

Composition	Formulation	Poids (g/l)
Nitrate de potassium	KNO ₃	191.90
Nitrate de calcium	(NO ₃) ₂ Ca, 4H ₂ O	129.80
Nitrate d'Ammonium	NO ₃ NH ₄	210.00
Sulfate de magnésium	SO ₄ Mg.7H ₂ O	61.50
Phosphate mono potassique	PO ₄ H ₂ K	54.40
Hydrogénophosphate- di- Potassium	PO ₄ K ₂ H. 3H ₂ O	34.23
Chlorure de manganèse	Cl ₂ Mn, 4H ₂ O	1.80
Sulfate de cuivre	CuSO ₄ ,5H ₂ O	0.176
Sulfate de zinc	ZnSO ₄ ,7H ₂ O	0.219
Acide borique	BO ₃ H ₃	2.861
Molybdate d'ammonium	MO ₇ O ₂₄ (NH ₄),7H ₂ O	0.285
Complexe ferrique	EDTA ferrique (C ₁₀ H ₁₂ FeN ₂ NaO ₈)	0.050

Annexe 3

Les compositions de solution de Valdez 1996 :

Nutriments	Concentration (ppm)
Macronutriments	
Azote (N)	210
Phosphore (P)	31
Potassium (K)	234
Calcium (Ca)	160
Magnésium (Mg)	48
Soufre (S)	64
Micronutriments	

Fer (Fe)	2.8
Manganèse (Mn)	0.55
Bore (B)	0.55
Zinc (Zn)	0.33
Cuivre (Cu)	0.5
Molybdène (Mo)	0.5

Annexe4:**Analyses statistiques****1Analyse de variance**

Les résultats de l'analyse de variance du poids sec du système aérien du sol plus spores effectuée au seuil de 5 % pour les à deux facteurs : inoculation et variété de pois chiche sont indiqués dans le tableau

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec mycorhize Boumedfaa

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.06376	0.01275			
Inoculant	4	0.19488	0.04872	1.65	0.2022	
Résiduelle 1	20	0.59227	0.02961			
Variété	1	0.04363	0.04363	3.06	0.0926	
Inoculant- Variété	4	0.12116	0.03029	2.12	0.1078	26.55
Résiduelle 2	25	0.35677	0.01427			
Total	59	1.37247				

On constate que pour le facteurs inoculation, que les différences obtenues sont non significatives car la probabilité calculée est supérieure à 0.05 la meme chose pour le facteurs variété et inoculant varaité

Les résultats de l'analyse de variance du poids sec du système **raçinaire** du sol plus spores effectuée au seuil de 5 % pour les deux facteurs : inoculation et variété de pois chiche sont indiqués dans le tableau .

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec raçinaire Mycorhize Boumedfaa

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.02071	0.00414			
Inoculant	4	0.11503	0.02876	8.49	0.0004	
Residuelle 1	20	0.06773	0.00339			
Variété	1	0.00314	0.00314	1.17	0.2890	
Inoculant- Variété	4	0.04765	0.01191	4.45	0.0075	29.97
Résiduelle 2	25	0.06696	0.00268			
Total	59	0.32122				

On constate que pour le facteurs inoculation, que les différences obtenues sont hotment significatives car la probabilité calculée est moins que 0.01 par contre pour le facteurs variété sont non significatives parce que la probabilité obtenue surpasser 0.05 et pour intraction inoculant varaité cést hotment significatives car la probabilité calculée est moins que 0.01

Les résultats de l'analyse de variance du poids sec du système aérien du sol stéril effectuée au seuil

de 5 % pour les à deux facteurs : inoculation et variété de pois chiche sont indiqués dans le tableau

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec aérien **mycorhize Beni chogran**

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.13964	0.02793			
Inoculant	4	0.18591	0.04648	2.03	0.1287	
Résiduelle 1	20	0.45776	0.02289			
Variété	1	0.00010	0.00010	0.01	0.9253	
Inoculant- Variété	4	0.06337	0.01584	1.37	0.2716	24.63
Résiduelle 2	25	0.28844	0.01154			
Total	59	1.13523				

On remarque que pour le facteurs inoculation, que les différences obtenues sont non significatives car la probabilité calculée est supérieure à 0.05 la même chose pour le facteurs variété et inoculant variété non significatives

Les résultats de l'analyse de variance du poids sec du système racinaire du sol stéril effectuée au seuil de 5 % pour les à deux facteurs : inoculation et variété de pois chiche sont indiqués dans le tableau

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec racinaire mycorhize Beni chogran

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.00613	0.00123			
Inoculant	4	0.19239	0.04810	15.86	0.0000	
Résiduelle 1	20	0.06064	0.00303			
Variété	1	0.00233	0.00233	1.41	0.2469	
Inoculant- Variété	4	0.05114	0.01278	7.72	0.0003	29.38
Résiduelle 2	25	0.04141	0.00166			
Total	59	0.35404				

On remarque que pour le facteurs inoculation, que les différences obtenues très fortement significatives car la probabilité calculée est moi à 0.001 par contre le facteurs variété et inoculant variété non significatives car la probabilité calculée est supérieure à 0.05

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec aérien V1

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.07585	0.01517			
Inoculant	4	0.16048	0.04012	2.27	0.0979	
Résiduelle 1	20	0.35388	0.01769			
Variété	1	0.00213	0.00213	0.14	0.7143	
Inoculant- Variété	4	0.04243	0.01061	0.65	0.6099	29.05
Résiduelle 2	25	0.38797	0.01552			
Total	59	1.02275				

Analyse de variance de la Poids Sec aérien V1

Les différences dans les résultats ne sont pas grandes car la probabilité de calcul est supérieure à 0,05 et l'effet principal c'est le variété(0.7143). Donc différents non significative.

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec aérien V2

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.13337	0.02667			
Inoculant	4	0.22236	0.05559	1.49	0.2422	
Résiduelle 1	20	0.74525	0.03726			
Variété	1	0.02328	0.02328	2.88	0.1023	
Inoculant- Variété	4	0.14005	0.03501	4.33	0.0085	19.68
Résiduelle 2	25	0.20231	0.00809			

Total	59	1.46662				
-------	----	---------	--	--	--	--

Analyse de variance de la Poids Sec aérien V2

On constate une convergence dans les résultats dans la variété 2 entre l'inoculant et la variété par contre le résultat de inoculant_variété faible c'est _a_dire non significative

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec racinaire V1

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.02520	0.00504			
Inoculant	4	0.12014	0.03004	5.01	0.0058	
Resisuelle 1	20	0.11995	0.00600			
Variété	1	0.03400	0.03400	20.89	0.0001	
Inoculant- Variété	4	0.04096	0.01249	7.67	0.0004	25.85
Résiduelle 2	25	0.04069	0.00163			
Total	59	0.38994				

Analyse de variance de la Poids Sec racinaire V1

Compte tenu des résultats du poids sec des racines la probabilité des 3 source entre (0.0058_0.0004) donc significative dans la variété 2

Tableau.....: Analyse de variance de la Poids Sec racinaire V2

Source	DDL	SCE	CM	F	p	CV
Répétition	5	0.00499	0.00100			
Inoculant	4	0.21286	0.05321	22.5	0.0000	
Resisuelle 1	20	0.04730	0.00236			
Variété	1	0.00641	0.00641	6.3	0.0189	
Inoculant- Variété	4	0.02325	0.00581	5.71	0.0021	20.57
Résiduelle 2	25	0.02544	0.00102			
Total	59	0.32025				

Analyse de variance de la Poids Sec racinaire V2

Absence d'effet de l'inoculant par rapport à la variété (0,0189).donc différences hôtelement significative car ($p < 0.001$). par contre Inoculant- Variété (0.0021) donc différence significative