

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
إتعماد لي لايح إتعامنوب
Université Djilali Bounaama de Khemis Miliana
Faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre
Département de Biologie



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention de diplôme de **Master** en Sciences Biologique

Domaine: Science de la nature et de la vie.
Filière: Sciences Biologique
Spécialité : Biotechnologie microbienne

L'étude des champignons mycorhiziens associées au pois chiche cultivé dans la wilaya de Ain defla

Présenté par :

- **Ahmed Bensoltane Hocine**
- **Haraoui Nour El Houda**
- **Ouadah Ines**

Devant le jury :

BOUSSALHIH. B	MCA	Président	(U.D.B Khemis Miliana)
BOUCHIBA. Z	MCB	Promoteur	(U.D.B Khemis Miliana)
BRAHIMI. S	MAA	Examineur	(U.D.B Khemis Miliana)

Année universitaire : 2021/2022

Dédicace

Avec l'aide de dieu tout puissant, j'ai pu terminer ce modeste travail qui est le fruit de plusieurs années d'études et de sacrifices, que je dédie.

À mes très chers parents qui m'ont soutenu tout au long de mes études par leur amour, leurs prières et leurs encouragements.

À ma très chère mère, tu as été très patiente avec moi, tu m'as donné ta soutien tes aides.

À mes sœurs (Nassiba, Lamia et Khadidja)

À mes frères (Sid Ahmed, Faouzi)

À tous mes amies

À mon trinôme (Houda et Hocine)

À tous mes professeurs. En particulier le professeur qui nous a encadrés, à tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin.

Ines

Dédicace

*Je dédie ce mémoire, le fruit de plusieurs années
d'études et de sacrifices.*

À tous ceux que J'aime et spécialement :

*À mes parents vos prières et encouragements m'ont été
d'une grande aide pour terminer mes études*

*À mes sœurs et mes frères surtout Ahmed Ben Soltane
Lahcene*

*À tous mes amis plus précisément Ouali M'hamed,
Mohamed Zaki et Mohamed Fethi*

*Je dédie mon travail à Mlle Taylor Swift pour son
soutien mental, et à itachi Uchiha et Jiraya sama pour
leur grande inspiration qui m'a aidé à trouver le
chemin*

*Et un merci spécial à mes professeurs qui m'ont aidé à
traverser les tempêtes et les difficultés à l'université.*

*Dr Lazali, Mr Ghomrani, Mr Ziane Djamel, Dr
F.Ghomari, F.Mebrek, F.Maten, N.Douaouri, ainsi que
Dr Zoulikha Bouchiba*

Hocine

Dédicace

Dieu soit loué, par la grâce de Dieu Tout-Puissant, j'ai réussi ce succès après un effort d'étude qui a duré des années.

Je dédie ce modeste travail à :

À ma chère mère et grand-mère, vos prières et Bénédiction étaient Une aide précieuse pour terminer mes études. Que Dieu Tout Puissant vous accorde le succès. Il vous protège et vous donne la santé et une longue vie.

A mon encadrante Mme. Bouchiba, pour sa présence et ses conseils, et merci pour votre encadrement, votre disponibilité et votre gentillesse.

*À mon chère oncle, Qui est comme mon père et qui était le plus encouragement de ma carrière scolaire
(Bousslimani Nour Eddine)*

*A mon défunt cher oncle, que Dieu ait pitié de lui
À mon frère (Ibrahim)*

*À tous mes amis et mon trinôme (Inès. et Hocine.
A.B.S)*

Houda

REMERCIEMENTS

Tous d'abord, on remercie ALLAH pour La volonté, la force, la santé et la patience qu'il nous a donné afin de réaliser ce travail.

Nous souhaitons adresser, à travers ces quelques lignes, Notre grande reconnaissance envers L'université Djilali Bounaama khemis Miliana, Département de Biologie, Spécialité Biotechnologie microbienne particulièrement, la faculté des sciences de nature et de vie.

À mes remerciements vont tout d'abord à Madame Bouchiba Zoulikha MCB à l'université de Djilali Bounaama khemis Miliana ,pour avoir accepté de diriger ce travail, qu'elle trouve ici, l'expression de notre profonde reconnaissance, notre immense gratitude et notre grand respect , pour tous ses efforts , sont savoir, ses idées et ses encouragements.

Nos vifs remerciements vont à tous nos enseignants, spécialement, aux membres du jury :

À Monsieur Bousalhih Ibrahim, MCA à l'Université de Khemis Miliana, et le Doyen de faculté SNV, qui nous a fait l'honneur de présider le jury.

À Madame Brahimi.samira, professeur à l'Université de Khemis Miliana, pour l'honneur qu'elle nous a fait d'accepter de juger ce travail.

Nous tenons à remercier tous ceux qui d'une façon d'une autre, nous a aidé pendant notre travail de mémoire, certains par leur conseils et leur connaissances scientifiques.

Nous adressons également mes remerciement au mes collègues pour tous les bons moments passés, pour leurs gentillesse, leurs disponibilités et leurs compétences, merci du fond du cœur.

Enfin, nous exprimons nos reconnaissances à tous ceux qui nous apportent aide ou soutien et que nous ne pouvons pas citer individuellement.

A vous tous, Merci.

Résumé :

Le pois chiche est l'une des légumineuses les plus importantes en Algérie, occupant la deuxième place après le haricot, en termes de superficie cultivée et de production. La production des légumineuses en Algérie est conditionnée principalement par la précipitation et la disponibilité des éléments minéraux ; notamment le phosphore. Face à ces contraintes les plantes établissent des interactions avec les champignons mycorhiziens arbusculaires. Différents travaux ont rapporté la relation étroite entre les caractéristiques physicochimiques du sol et le taux de mycorhization des plantes. Plusieurs auteurs ont démontré que l'inoculation du pois-chiche avec les mycorhizes arbusculaire permet d'améliorer le rendement des cultures ainsi que sa richesse en protéine et en différents éléments minéraux.

Mots Clés : Pois-Chiche ; Mycorhizes Arbusculaires ; Phosphore ; Rendement ; Algérie

Abstract :

Chickpea is one of the most important legumes in Algeria, occupying the second place after bean, in terms of cultivated area and production. The production of legumes in Algeria is mainly conditioned by precipitation and the availability of mineral elements, especially phosphorus. Faced with these constraints, plants establish interactions with arbuscular mycorrhizal fungi. Different works have reported the close relationship between the physicochemical characteristics of the soil and the mycorrhization rate of plants. Several authors have demonstrated that inoculation of chickpea with arbuscular mycorrhizae improves crop yield as well as its richness in protein and different mineral elements.

Keywords : Chickpea; Arbuscular mycorrhizae; Phosphorus; Yield; Algeria

الملخص:

يعتبر الحمص من أهم البقوليات في الجزائر ، ويحتل المرتبة الثانية بعد الفول من حيث المساحة المزروعة والإنتاج. إن إنتاج البقوليات في الجزائر مرهون بشكل أساسي بتساقط الأمطار وتوافر العناصر المعدنية ، وخاصة الفوسفور. في مواجهة هذه القيود ، تقيم النباتات تفاعلات مع الفطريات الجذرية الشجرية. أشارت أعمال مختلفة إلى وجود علاقة وثيقة بين الخصائص الفيزيائية والكيميائية للتربة ومعدل الفطريات الفطرية للنباتات. أثبت العديد من المؤلفين أن تلقيح الحمص بالميكورايزا الشجرية يحسن غلة المحاصيل بالإضافة إلى ثرائه بالبروتين والعناصر المعدنية المختلفة

الكلمات المفتاحية : حمص؛ فطريات أربوسكولار. الفوسفور. أثمر؛ الجزائر

Liste Des Tableaux

Tableau.1 : Composition chimique de certaines légumineuses alimentaires (g/100g)

Tableau.2 : Surface des terres cultivées et production du pois chiche dans le monde

Tableau.3 : Composition organique et minérale du pois chiche

Tableau.4 : Les caractéristiques des principaux types mycorhiziens.

Liste Des Figures

Figure.1 : Caractéristiques morphologiques du pois chiche (*Cicer arietinum L*)

Figure.2 : Surface, rendement, production (a), importations et exportations (b) du pois chiche en Algérie (Fao stat, 2015).

Figure.3 : Représentation schématique des principaux types mycorhiziens actuels

Figure.4: schémas comparatif entre les structures des racines endomycorhizée et ectomycorhizée

Figure.5 :photo réelles des structures endomycorhiziens : Une vue de la colonisation des racines par des champignons MA dans certaines plantes hôtes. Entre les deux, il y a quelques spores mycorhiziennes que l'on trouve habituellement dans le sol

Figure.6 : Méthode de notation de l'infection mycorhizienne (classée de 0 à 5) selon Trouvelot *et al.* (1986).

Sommaire

Résumé	
Dédicace	
Remerciement	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Introduction.....	1
Partie 1 : Recherche Bibliographique	
.Chapitre.1. Le pois chiche.....	3
Les légumineuses.....	3
1.1 Intérêts des légumineuses	3
1.1.1. Intérêt Nutritionnel.....	3
1.1.2. Intérêt agronomique.....	4
1.2 Les légumineuses alimentaire en Algérie.....	4
2. le pois chiche.....	5
2.1. Origine et domesticati.....	5
2.2. Taxonomie	5
2.3. La production du pois chiche en Algérie	8
2.4. La production du pois chiche dans la wilaya de Ain Defla.....	10
2.5.Importance du pois chiche.....	10
2.6. L'effet du phosphore sur la croissance des racines et productivité de légumineuses	11
2.7. Les réponses de la plante à une carence en phosphore	12
<u>Chapitre.2. Les Mycorhizes</u>	
1. Origine et généralités	12
2. Les Ectomycorhizes	14
3. Les endomycorhizes à arbuscules et vésicules	15
4. Les différents stades de développement de l'interaction -Germination de la spore.....	16
4.1. Formation de l'appressorium	17
4.2. Développement intra-racinaire	17
4.3. Développement de la phase extramatrielle	18
5. Importance des mycorhizes.....	19
5.1. Pour le champignon	19

5.2. Pour la plante hôte	20
5.2.1. L'absorption de l'eau	20
5.2.2. Amélioration de l'absorption azotée et phosphat.....	20
5.2.3. Amélioration de l'absorption des oligoéléments	20
5.2.4. Protection des racines contre les agents pathogènes et résistance aux stress biotiques et abiotiques	21
5.2.5. La stabilisation du sol	
6. Interactions entre la mycorrhizosphère et les rhizodéposition.....	21
7. Les interactions entre les champignons mycorrhiziens et les bactéries	22
8. L'effet de double inoculation : (mycorrhize-rhizobia)	22
	23
	24

II Partie expérimentale

Materiels et méthodes

i. Matériels.....	26
1. Le sol	26
2. Matériel végétale et fongique :	26
ii. Méthodes	
1. Echantillonnage.....	26
2. Analyses physiques	26
a. Granulométrie	26
b. Mesure du pH	26
3. Analyses chimiques.....	27
a. Mesure de la conductivité électrique	27
b. Dosage du calcaire total (Callot-Dupuis, 1980)	27
c. Dosage du calcaire actif (Drouin eau, 1942)	27
d. Mesure de l'azote total	28
e. Mesure du phosphore assimilable	28
f. Carbone total et matière organique	28
4. Extraction et isolement des spores de CMA.....	28
a. Tri et dénombrement des spores	29
b. Identification des spores.....	29
5. Mesure de la fréquence et de l'intensité de mycorhization in situ.....	29
a. Eclaircissement.....	30

b. Coloration.....	31
6. Impact de la symbiose endomycorhizien sur la croissance du pois chiche.....	31
a. Désinfection et germination des graines de pois chiche.	32
b. Préparation de l'inoculum endomycorhizien.....	32
c. Mise en pots et inoculation.....	32
7. Paramètres de croissance.....	32
Analyse des travaux antérieurs.....	33
Conclusion.....	36
Référence bibliographique.....	37

INTRODUCTION

La sécurité alimentaire représente ces dernières décennies une des préoccupations majeures des politiques à l'échelle mondiale. La garantie des besoins nutritifs à des populations en croissance démographique exponentielle constitue un enjeu récurrent. D'où la nécessité de faire recours à l'exploitation et le renouvellement des ressources naturelles tout en préservant l'aspect écologique

Les légumineuses jouent un rôle important dans l'agriculture mondiale. Leur utilisation est répandue dans l'alimentation en raison de leur forte teneur en protéines végétales, ses faibles coûts de production, sa capacité à « fixer » l'azote Atmosphère et sa capacité à transporter facilement et en toute sécurité. Liées aux céréales, elles. Constituent une alimentation équilibrée riche en énergie, minéraux et certaines vitamines.

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 soit de l'ordre de 90 mille ha représentant 0,21 % de la superficie agricole totale en 2014. Les espèces les plus cultivées sont dans l'ordre : la fève, la fèverole, le pois chiche, le pois sec, les lentilles et le haricot sec (MADR, 2014).

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), l'une des plus importantes légumineuses à graines en Algérie, occupe la deuxième position après la fève-fèverole. Sa production est caractérisée par des fluctuations interannuelles, de l'ordre de 351 mille quintaux avec un rendement moyen de 10 q/ha (MADR, 2014). Pour combler le déficit de la production en pois chiche et de satisfaire les besoins de la population algérienne, le gouvernement a fait recours à des importations massives, de l'ordre de 66 mille tonnes en 2011 (FAO, Stat, 2013).

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.

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). La déficience en P limite la fixation de N₂, car elle a été décrite comme ayant un fort impact sur la croissance et la survie des rhizobia et de la plante hôte. 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 champignons mycorhiziens à arbuscules (AMF) établissant une symbiose bénéfique avec la plupart des plantes cultivées ont suscité un intérêt croissant en tant que fournisseurs de services agro-écosystémiques capables de maintenir la productivité et la qualité des cultures. Au cours de cette symbiose, le champignon reçoit de la plante hôte un flux de photo assimilât en contrepartie il contribue à l'ensemble des mécanismes dont l'arbre en dispose pour réguler son état hydrique ainsi que l'amélioration de l'absorption azotée et phosphatée.

L'objectif de cette étude est d'évaluer le taux de mycorhization sous *Cicer arietinum* cultivé dans la région de Boumedfaa à travers : le calcul du nombre de spore avant et après la culture, l'évaluation de la fréquence et l'intensité de mycorhization des racines des plante cultivé ainsi de voir l'impact de l'inoculation du pois chiche par les mycorhizes en conditions contrôlées.

Ce manuscrit est structuré deux parties. La première partie, est consacrée à la synthèse des connaissances bibliographiques sur le pois-chiche et les champignons mycorhizien.

La seconde partie est consacrée à la partie expérimentale qui devait être effectuée pour atteindre les objectifs de ce travail. Elle est composée de : Matériel et méthodes ainsi que l'analyse des travaux antérieurs

I. Recherche bibliographique

I. Le pois chiche

1. Les légumineuses

La famille des Légumineuses est l'une des plus importantes parmi les dicotylédones. C'est la famille végétale qui fournit le plus grand nombre d'espèces utiles pour l'homme. Avec 19500 espèces répartie en 750 genre (Gepts *et al.* 2005; legume phylogeny working group LPWG, 2013; Nofel, 2016) ; La famille est classiquement divisée en trois sous-familles qui se distinguent le plus souvent 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 Caesalpiniaceae avec quatre tribus et 2 250 espèces) (Lewis *et al.*, 2005 ; Smýkal *et al.*, 2015).

Selon leur utilisation les légumineuses se divisent en quatre groupes (Tasei, 1984) :

*Les légumineuses protéagineuses : les légumes secs, destinés à l'alimentation humaine, sont connus d'être riche en protéines comme le pois, le pois chiche, les lentilles, les haricots secs.

*Les légumineuses oléagineuses : des graines cultivées pour leur richesse en protéines et en matières grasses comme le soja ou en matières grasses comme l'arachide.

*Les légumineuses potagères : Destinées à l'alimentation humaine, elles sont consommées en tant que gousses vertes, ou graines vertes immatures comme les haricots verts, les pois ou la fève.

*Les légumineuses fourragères : Ce sont des légumineuses destinées à l'alimentation du bétail.

Les légumineuses ont une grande importance économique et rentrent dans l'alimentation humaine (Sujatha *et al.*, 2007)et animale (Luc *et al.*, 1990 ; Ramalho Ribeiro et Portugal Melo,1990).

1.1 Intérêts des légumineuses

1.1.1. Intérêt nutritionnel

Les graines de légumineuses sont une partie importante de l'alimentation humaine en raison de leurs propriétés nutritionnelles recherchées. Ils constituent une source importante de protéines pour de larges populations du monde, en particulier dans les pays où la consommation de protéines animales est limitée par son indisponibilité, son coût élevé ou liée à des pratiques religieuses et culturelles (Linker, 1962). En plus d'être une source riche et peu coûteuse de protéines, les légumineuses (faibles en lipides) sont une excellente source de fibres, de glucides complexes, de vitamines (B9) et de minéraux (en particulier le potassium, le phosphore, le calcium, le magnésium, le cuivre, le fer et zinc) Sources et composés bioactifs.

Tableau.1. Composition chimique de certaines légumineuses alimentaires (g/100g) (Zhou et al. 2013 ; Ndife et al., 2011 ; Sanjeewa et al., 2010).

Légumineuse	nom scientifique	Protéines	Lipides	Glucides	Fibres	Minéraux
Soja	<i>Glycine max L.</i>	36-39	10-19,9	30-36	6,5-9,3	2,5-4,9
Pois chiche	<i>Cicer arietinum</i>	19-27	6-7,6	60-64	17,4-22	2,48-3
Arachide	<i>Arachishypogaea</i>	20-26	40-49	14-16	8,5-10	2,33-3
Pois	<i>Pisumsativum</i>	24,55	1,16	60-65	25,5	2,65
Fèverole	<i>Vicia faba</i>	26,12	1,53	58,29	25	3,08
Lentille	<i>Lens culinaris</i>	25,8	1,06	60-62	30,5	2,67
Haricot	<i>Phaseolus vulgaris</i>	21,6	1,42	62,36	15,2	3,6

1.1.2. Intérêt agronomique

Les légumineuses sont une composante majeure de tous les systèmes agraires à travers le monde. Elles ont un intérêt agronomique tout particulier comme engrais vert grâce à la capacité de fixer l'azote de l'air (Borget, 1989). la présence de nodosités au niveau des racines est une des plus grandes particularités de cette famille. A l'intérieur des nodules sont hébergées des bactéries symbiotiques appartenant à la famille des Rhizobiaceae ; ces derniers sont capables de transformer l'azote atmosphérique en azote organique (NO₃), participant à la fertilisation des sols (Duc et al. 2010). L'agriculture biologique a pour but de produire une alimentation de qualité tout en protégeant les ressources naturelles : en agriculture biologique, l'apport des fertilisants minéraux est remplacé par celui des fertilisants organiques et par la fixation symbiotique d'azote chez les légumineuses (Van Bol, 2000).

1.2. Les légumineuses alimentaire en Algérie

Les légumineuses comestibles en Algérie occupent une place importante dans le système de culture et système alimentaire, dans la nourriture de la population, ils sont principalement utilisés pour leur rôle dans la nutrition humaine (valeur nutritionnelle) et l'amélioration et la fertilité des sols dans les systèmes de culture à base de céréales (Rahmani, 2015). Les légumineuses alimentaires les plus cultivées en Algérie sont consécutivement : fèves, pois chiches, pois secs, lentilles et haricots secs (M.A.D.R., 2014. Dans : Rahmani,2015).

2. le pois chiche

2.1. Origine et domestication

Le pois chiche : (*Cicer arietinum* L.), également appelé garbanzo_beans est une légumineuse de la famille des Fabaceae, sous-famille des Faboideae. Parmi les premières légumineuses à graines domestiquées par l'homme dans le monde antique (Van Der-Mae, 1987 ; 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). Cette espèce était cultivée au VIIème millénaire avant notre ère avec la lentille, les céréales, et le petit pois (Vanier, 2005 ; Redden et Berger, 2007). Le pois chiche fait partie de l'agriculture pratiquée avant 10000 ans dans le croissant fertile (Pratab 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).

Originaire du Moyen-Orient, plus précisément du Sud-est de la Turquie et de la Syrie (Saxena, 1984. Singh, 1997 ; Warude, 2016). Le pois chiche a connu plusieurs centres de diversification au cours de sa domestication, le plus ancien serait le plateau Anatolien (Van Der-Maesen, 1984). Selon Muehlbauer et Rajesh (2008) il est rapidement devenu une culture importante des environnements subtropicaux et méditerranéens dans le monde.

L'Afrique du Nord constitue un centre de diversité important pour cette espèce (Zine-Zikara *et al.*, 2015). Cette plante est bien adaptée aux régions semi arides (Guignard et Dupont, 2005).

Le pois chiche est la deuxième légumineuse la plus consommée dans le monde, en particulier en Afrique du Nord, en Asie du Sud-est, au Moyen-Orient, en Europe du Sud, en Amérique et en Australie (Iqbal *et al.*, 2006). Globalement, c'est l'une des légumineuses les plus cultivées en termes de production mondiale avec une production totale de 13,2 millions de tonnes et un rendement moyen de 0,96 t ha⁻¹ (FAO, 2015).

2.2 Taxonomie

Le pois chiche cultivé *Cicer arietinum* est l'unique espèce domestiquée du genre *Cicer* (Keremetal, 2007), classé initialement sous la tribu des Viceae. Cependant en 1977, Kupicha présente une taxonomie détaillée avec les différences morphologiques entre *Cicer* et les autres genres de cette tribu. Depuis, il est classé sous la tribu monogénérique des Cicereae (Singhet *et al.*, 2013).

La classification botanique du pois chiche est donnée dans le taxon suivant selon l'APGIII (Bremer *et al.*, 2009):

Règne	Plantes
Clade	Angiospermes
Clade	Eu dicotylédones
Clade	Core-Eudicot
Clade	Rosidés
Clade	EurosidesI
Ordre	Fabales
Famille	Fabaceae
Sous-famille	Faboideae
Tribu	Cicereae Alef
Genre	<i>Cicer</i>
Nom binominal	<i>Cicer arietinum</i>
Noms vernaculaires	Hommos(Arabe). Poischiche(Français).

Le genre *Cicer* comprend 43 espèces dont 9 annuelles, 33 pérennes et 1 non spécifiée (Redden et Berger, 2007). Selon leurs caractéristiques morphologiques, cycles de vie et distribution géographique ce genre se subdivise en deux sous genres et 4 sections (Singh et Jauhar, 2005).

D'un point de vue pratique, le pois chiche est classé selon deux types Kabuli (**Figure 1-e**) et Desi.(**Figure 1-e**) 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) 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).

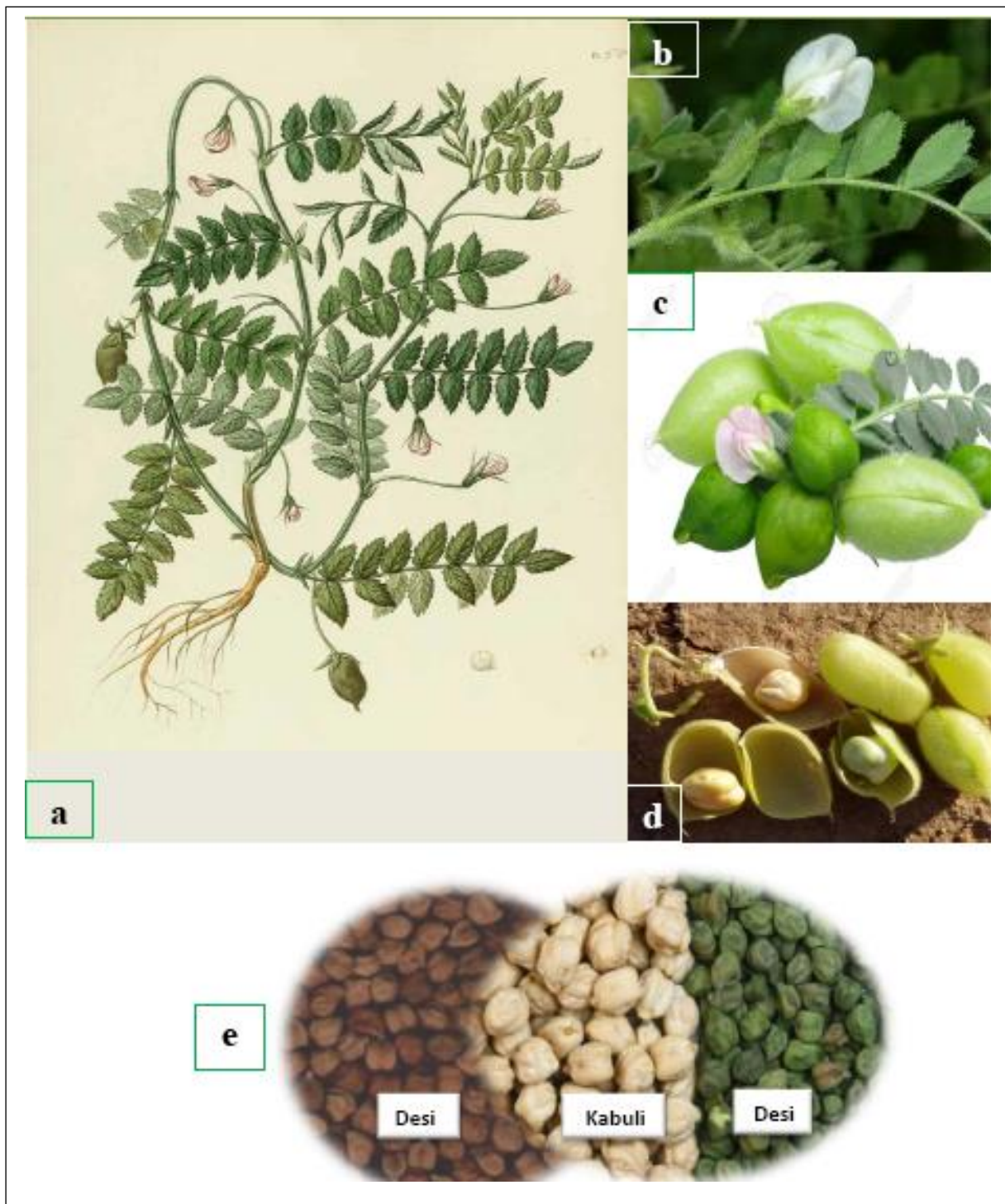


Figure.1. Caractéristiques morphologiques du pois chiche (*Cicer arietinum* L) :

(a) aspect général de la plante, (b) fleurs et feuilles ; (c) gousses et graines immatures (d) gousses ouvertes ; (e) graines des deux types Kabuli et Desi.

Sources : photo (a) <https://booksofdante.files.wordpress.com>, photo (c) <https://fr.depositphotos.com>, Photos (b, d et e) <https://www.feedipedia.org>

2.3 La production du pois chiche en Algérie

L'Algérie, un des plus vastes pays d'Afrique, cependant, seulement 3.5% des terres sont consacrées à l'agriculture (Redden et Berger, 2007). L'Algérie occupe la dix-septième place selon la superficie des terres cultivées en pois chiche et la quinzième en production (**Tab.2**). 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 Abbès alors que dans l'Est à Skikda, Guelma (zone littorale et sub-littorale) et Mila (plaines intérieures). (Zaghouane, 1997 ; Hamadache, 2000).

La production de légumineuses comestibles en Algérie reste largement secteur traditionnel où la plupart des producteurs sont de petits exploitants à une main-d'œuvre familiale riche. Alors que la demande augmente. L'importation du pois chiche est inévitable pour garantir sa disponibilité sur le marché intérieur malgré la hausse des prix sur le marché (**Fig.2b**). Le rapport du CIHEAM (centre international des hautes cultures méditerranéennes) paru en 2008, montre que la production nationale de pois chiche durant la décennie 1995-2005 couvrait seulement 27,7% de la demande (Bedrani, 2008). L'Algérie importe chaque année, en moyenne, plus de 38 millions dollars en pois chiche (Fao stat, 2015), soit 6.6% des importations (Dusunceli *et al*. 2007).

Tableau.2. Surface des terres cultivées et production du pois chiche dans le monde (F.A.O, 2015)

Rang	Pays	Surface cultivée (ha)	Production(tones)
1	Pakistan	992 000,00	751 000,00
2	Nepal	9 782,00	9 696,00
3	Indie	9 600 000,00	8 832 500,00
4	Syria	84 500,00	57 500,00
5	Tunisia	8 050,00	7 700,00
6	Bangladesh	8 000,00	7 500,00
7	Soudan(ex)	7 498,00	13 654,00
8	Canada	72 000,00	169 400,00
9	Italie	6 797,00	10 090,00
10	Australie	573 600,00	813 300,00
11	Maroc	57 019,00	25 003,00

12	Iran	550 000,00	295 000,00
13	Turquie	423 557,00	50 6000,00
14	Espagne	35 000,00	22 000,00
15	Myanmar	335 000,00	490 000,00
16	Kazakhstan	31 800,00	14 700,00
17	Algérie	31 000,00	29 000,00
18	Fédération de Russie	23 800,00	47 000,00
19	Yémen	19 500,00	58 000,00
20	Bulgarie	1 282,00	1 302,00
21	Éthiopie	122 248,00	249 465,00
22	République-UniedeTanzar	120 000,00	120 000,00
23	Mexique	115 551,00	209 941,00
24	Malawi	115 000,00	67 000,00
25	Iraq	10 500,00	1 050,00
Monde		13 540 398,16	13 102 022,83
Afrique		483 485,00	530 952,00
Afrique du Nord		106 117,00	80 297,00

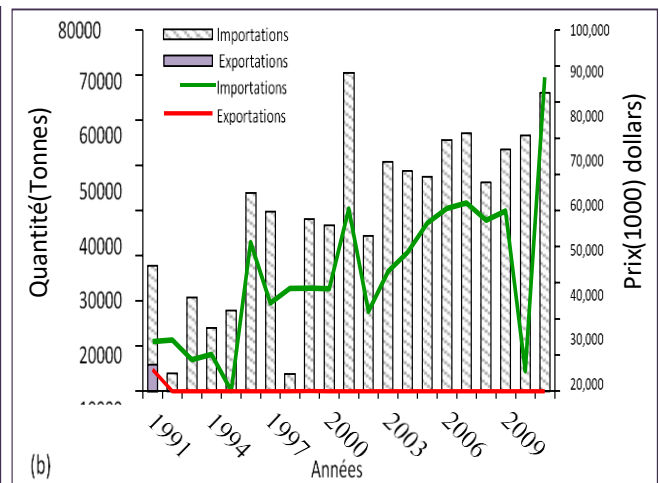
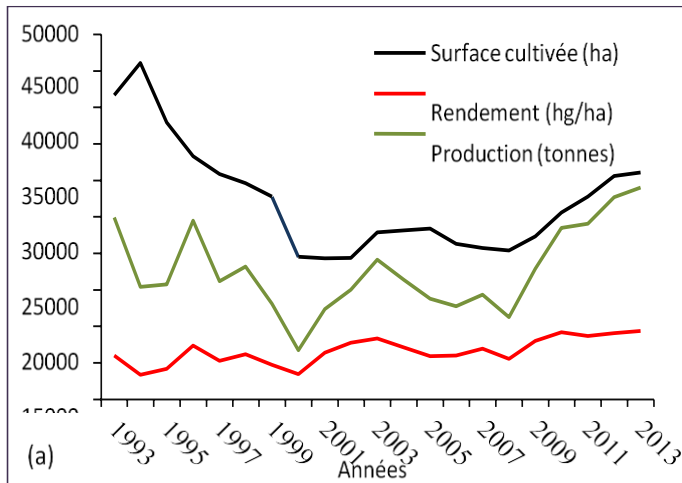


Figure.2. Surface, rendement, production (a), importations et exportations (b) du pois chiche en Algérie (Fao stat, 2015)

2.4. La production du pois chiche dans la wilaya d' Ain Defla

La wilaya d'Aïn Defla, produisait, dans les années 70, des quantités non négligeables de légumineuses alimentaires, dont une partie servait à l'autoconsommation et l'autre était commercialisée sur les marchés locaux. Cette production était favorisée par la qualité des sols des coteaux tels que la région nord-est et sud-ouest de la wilaya, notamment dans les communes de : Aïn Soltane, Djendel et autre Tiberkanine. Mais depuis cette époque-là, la culture des légumineuses comme la lentille, pois chiche, haricots a été complètement abandonnée, sans grande explication, laissant le champ libre à l'importation. (Le Quotidien d'Oran, 2010).

C'est depuis quelques années que s'amorce la reprise de ces cultures. En effet, selon la DSA, durant la campagne 2017-2018, la relance des légumineuses a été entamée et 2 687 ha ont permis de produire 53 655 q de fèves et autres féveroles, 487 ha de petits pois ont donné 9 960 q de petits pois secs, une superficie de plants de lentilles a permis de récolter près de 3 000 q alors que 761 ha de pois chiches ont produit 8 100 q. Pour ce qui est du programme cultural en cours durant cette campagne 2018-2019, 3 260 ha ont été ensemencés dont 2 600 ha de fèves et féveroles, 500 ha de petits pois, 560 ha de pois chiches, 50 ha de lentilles avec une prévision de récoltes toutes espèces confondues de 85 000 q, soit 11 000 q de plus que durant la campagne précédente. Les prévisions établies pour la campagne prochaine tablent sur une superficie de 4 780 ha emblavés de légumineuses dont 3 040 pour les fèves, 270 pour les lentilles, 1 030 ha pour les pois chiches et 440 ha pour les petits pois. (Le Soir d'Algérie, 2019)

2.5. Importance du pois chiche

Le pois chiche est considéré comme une source importante de protéines, de glucides, de minéraux, de vitamines et d'acides gras bénéfiques pour la santé dans l'alimentation humaine (**Tableau 3**). (Jukanti *et al*, 2012 ; Mhadhbi *et al* ., 2004 ; ICRISAT, 2008). En tant que source de protéines moins chère, il est particulièrement important pour les consommateurs sa faible revenu du monde entier et en les pays en développement, où une grande partie de la population a un accès limité aux aliments d'origine animale (Ramalho Ribeiro et Portugal, 1990).

Le pois chiche est généralement cultivé dans des régions où la variabilité climatique, la sécheresse et l'utilisation limitée d'engrais réduisent considérablement la productivité. Cependant, étant une légumineuse, elle présente la caractéristique importante de fixer l'azote atmosphérique (N) grâce à sa symbiose avec les rhizobiums, permettant la culture dans de nombreux sols pauvres en N avec un rendement acceptable.

Le pois chiche en conditions optimales peut fixer jusqu'à 140 kg N ha⁻¹ par an en symbiose avec les espèces de bactéries appartenant au genre *Mésorhizobium* (Gaur *et al.*, 2010). Il participe à fertiliser les sols pauvres, particulièrement dans les zones arides (Saxena, 1990) et les terres marginales en Afrique et en Asie (Jamil *et al.*, 2010). La culture du pois chiche est pratiquée en rotation avec le maïs ou le blé (Gupta *et al.*, 2014) dans les zones arides et semi-arides (Winch, 2006), les terres sablonneuses non irriguées (Jamil *et al.*, 2010) et dans les pays développés comme l'Australie et le Canada (Singh et Jauhar, 2005).

Tableau.3. Composition organique et minérale du pois chiche (ICRISAT, 2008).

Composition organique (en %)		Composition minérale (en mg/100g)	
Protéine	23	Phosphore	340
Carbohydrates totaux	64	Calcium	190
Amidon	47	Magnésium	140
Lipides	5	Fer	7
Fibres grossières	6	Zinc	3
Sucre solubles	6		
Matière minérale	3		

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

La disponibilité de P est l'un des déterminants les plus importants de la croissance des légumineuses (Kouas, *al.*, 2009) 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.

L'application de phosphore améliore considérablement le rendement en graines, le développement des racines, l'augmentation de la surface photosynthétique et donc plus d'accumulation de matière sèche (Abbas et Aslam *et al.*, 2010). 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. 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).

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

Face à la carence en P, les plantes ont développé des adaptations morphologiques, physiologiques et moléculaires (Vance et *al.*, 2003).

Les réponses morphologiques impliquent la modification de l'architecture racinaire, principalement par une baisse de la croissance des racines primaires et l'augmentation du nombre des racines latérales et la formation des poils absorbants. Les réponses physiologiques et biochimiques comprennent les modifications du métabolisme du carbone afin de contourner les mesures nécessitant le phosphore, la synthèse et la sécrétion des phosphatases et des phytases, l'exsudation d'acides organiques (citrate ,malate), et l'amélioration de l'expression des transporteurs de phosphate de haute affinité (Smith, 2001; López et al-Bucio, 2003; Vance et *al.* 2003;Plaxton, 2004; Shulaev et *al.* 2008)

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, parmi lesquelles les champignons mycorhiziens. Les mycorhizes sont constitués de racines colonisées par des structures fongiques se développant dans le sol de la rhizosphère (Plenchette, 2005).

II. Les mycorhizes

1. Origine et généralités

Du grecs « mukes », 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 symbiotes mycorhiziens sont apparus sur Terre il y a environ 400 millions d'années (Simon et al. 1993), et considérée comme à l'origine de la flore terrestre (Selosse et Le Tacon, 1997).

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.

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 types principaux de mycorhizes(**Tableau 4**):

les ectomycorhizes, les mycorhizes arbusculaires, les mycorhizes éricoïdes, les mycorhizes arbutoïdes, les mycorhizes des orchidaceae, les ectendomycorhizes et les mycorhizes sébacinoïdes (Fortin *et al.*, 2008 ; Sarasin, 2011). Il est important de noter les ectomycorhize et les endomycorhizes (AM) sont les plus fréquents dans le pourtour méditerranéen et les mieux étudiés

Tableau.4. Les caractéristiques des principaux types mycorhiziens. Les caractéristiques structurales indiquées se rapportent à * Toutes les orchidées sont a chlorophylles au stade de la plantule. La plupart des espèces d'orchidées sont vertes à l'âge adulte (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	Gloméromycètes	Basidiomycètes Ascomycètes (Gloméromycètes)	Basidiomycètes Ascomycètes	Basidiomycètes	Basidiomycètes	Ascomycètes	Basidiomycètes

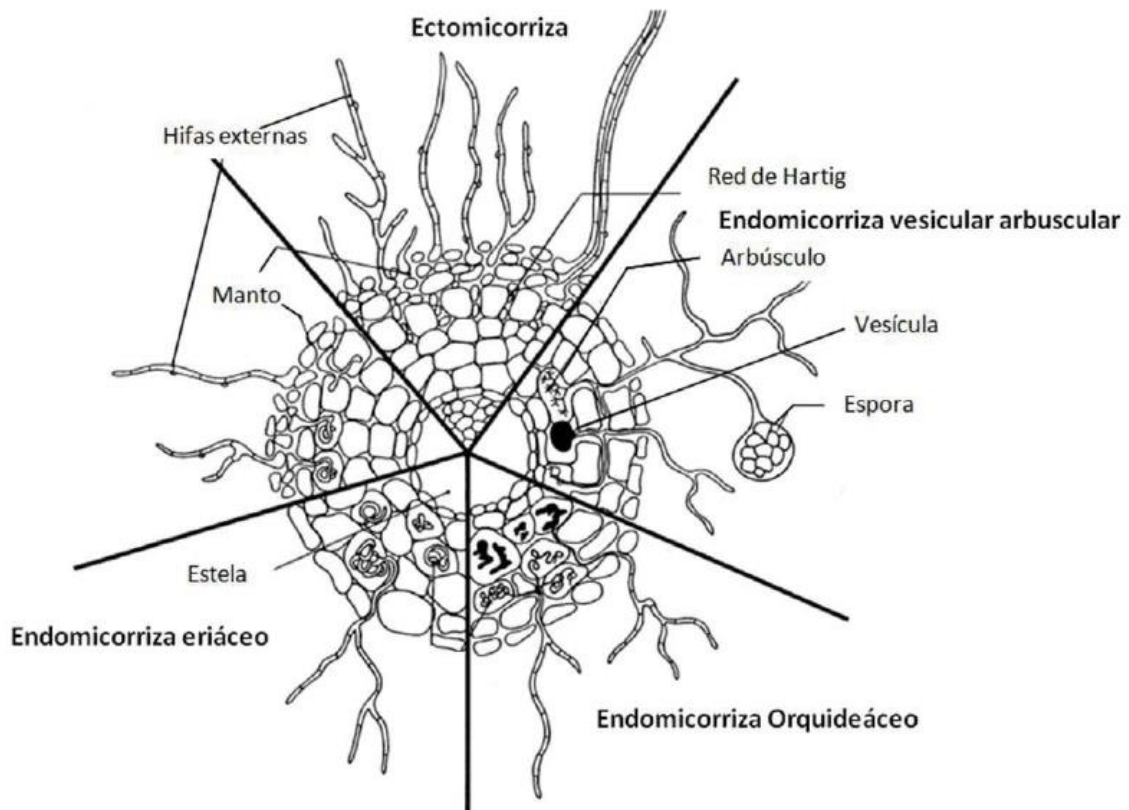


Figure. 3. Représentation schématique des principaux types mycorhiziens actuels (Selosse et Le Tacon, 2001)

2. Les Ectomycorhizes

Les ectomycorhizes sont présentes quasi exclusivement sur des espèces ligneuses (Abietaceae, Fabaceae, Betulaceae, Salicaceae, etc.) qui ne représentent pas plus de 3% des taxa. Mais forment l'essentiel de la couverture ligneuse dans les zones tempérées et boréales du globe (Mousain *et al*, 1997). La symbiose ectomycorhizienne est une relation intime qui s'établit entre certains groupes de champignons et les racines de la plupart des arbres en climat tempéré (FioreDonno, 2001). Le mycélium du champignon forme un manchon autour de la racine. Ses hyphes pénètrent également dans les tissus racinaires périphériques, en se développant entre les cellules, pour former une interface symbiotique appelée « réseau de Hartig » (Nehls, 2008). La morphologie des racines est modifiée par l'infection ectomycorhizienne : les ectomycorhizes ont des formes simples, dichotomes, coralloïdes, pyramidales ou nodulaires (**Fig. 3**). Un réseau mycélien extra-matriciel, qui comprend des hyphes individuels, des cordons mycéliens (agrégats ramifiés d'hyphes) et des rhizomorphes (hyphes organisés en canaux) pouvant pénétrer dans le sol sur des distances plus longues que les hyphes individuels, se développe à partir du manteau fongique (Mousain *et al*, 1997).

Les champignons ectomycorhiziens appartiennent principalement aux Homobasidiomycètes mais ils comprennent aussi des Ascomycètes et des espèces du genre *Endogone* (Endogonaceae, Zygomycètes) (Mousain *et al*, 1997).

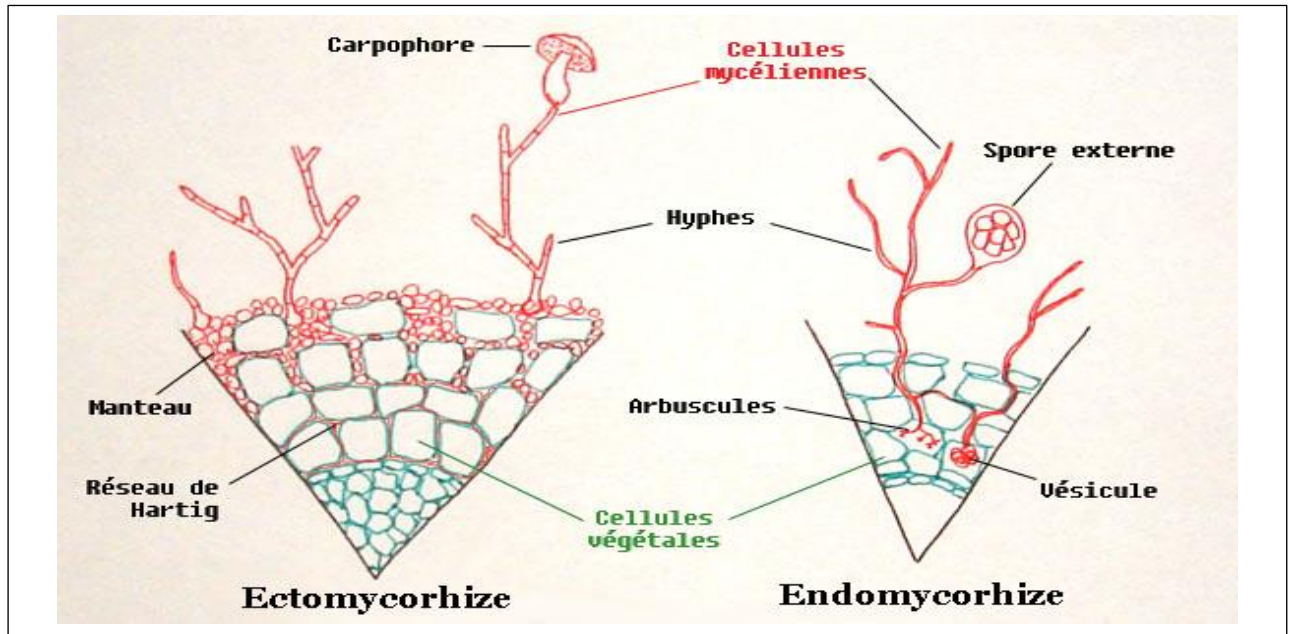


Figure.4. schémas comparatif entre les structures des racines endomycorhizée et ectomycorhizée

3. Les endomycorhizes à arbuscules et vésicules

Sont les plus répandues. Elles colonisent environ 80% des plantes vasculaires terrestres. Elles sont pourtant peu nombreuses, moins de 300 espèces à mycorhizes plus de 400 000 espèces de plantes. Ces mycorhizes sont le groupe enregistré le plus courant car elles existent dans une large gamme taxonomique de plantes herbacées et ligneuses soit (80%) de plantes terrestres) (Wang et Qiu, 2006). Les endomycorhizes arbusculaires sont représentées par la division des Glomeromycota. Elles ont un potentiel d'adaptation et une large diversité génétique afin de leur permettre de s'adapter aux différentes conditions environnementales.

Les endomycorhizes (du grec endon : intérieur) se caractérisent par l'absence de gaine mycélienne externe et la pénétration d'hyphes fongiques dans les cellules corticales (Duponnois *et al*, 2013). Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) tiennent leur nom de leur structure caractéristique, appelée arbuscule, située à l'intérieur des cellules des racines (**Fig. 3 et 4**). Les arbuscules sont la structure d'échange de nutriments entre la plante et le champignon, et offrent une surface de contact importante entre les deux partenaires. Malgré sa situation intracellulaire, l'arbuscule n'est pas véritablement intra-cytoplasmique. Il se situe entre la paroi

et la membrane plasmique de la cellule qui l'héberge. Certaines espèces de CMA, notamment celles du genre *Glomus*, forment aussi des organes de réserve appelés vésicules (portions élargies d'hyphes qui se remplissent de corps lipidiques, ce qui donne à ce groupe son nom original de mycorhize vésiculaire-arbusculaires (Peterson *et al.*, 2004)

la plupart des mycorhizes arbusculaires sont caractérisées par la présence d'hyphes intra racinaires (intercellulaires ou intracellulaires), d'hyphes arbusculaires (hyphes branchiaux impliqués dans l'échange de nutriments), d'hyphes extra racinaires (les hyphes qui relient la racine au sol) et forment des spores dans le mycélium extra racinaire. (Fig 5)

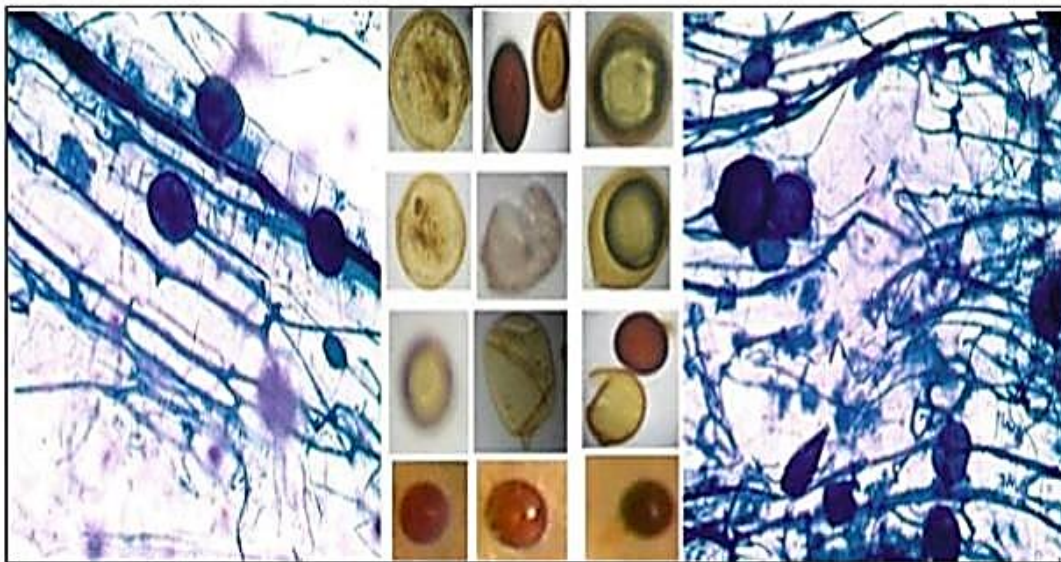


Figure.5. photo réelles des structures endomycorhiziens

Une vue de la colonisation des racines par des champignons MA dans certaines plantes hôtes. Entre les deux, il y a quelques spores mycorhiziennes que l'on trouve habituellement dans le sol (Shah, 2014).

4. Les différents stades de développement de l'interaction -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. 5-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. 5-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).

4.1. Formation de l'appressorium

Le développement de la symbiose commence au moment où l'hyphe contacte la racine de la plante hôte (**Fig. 6-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).

4.2. 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-etinter-cellulaires du cortex externe (**Fig. 6 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)

4.3. Développement de la phase extramatrielle

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).

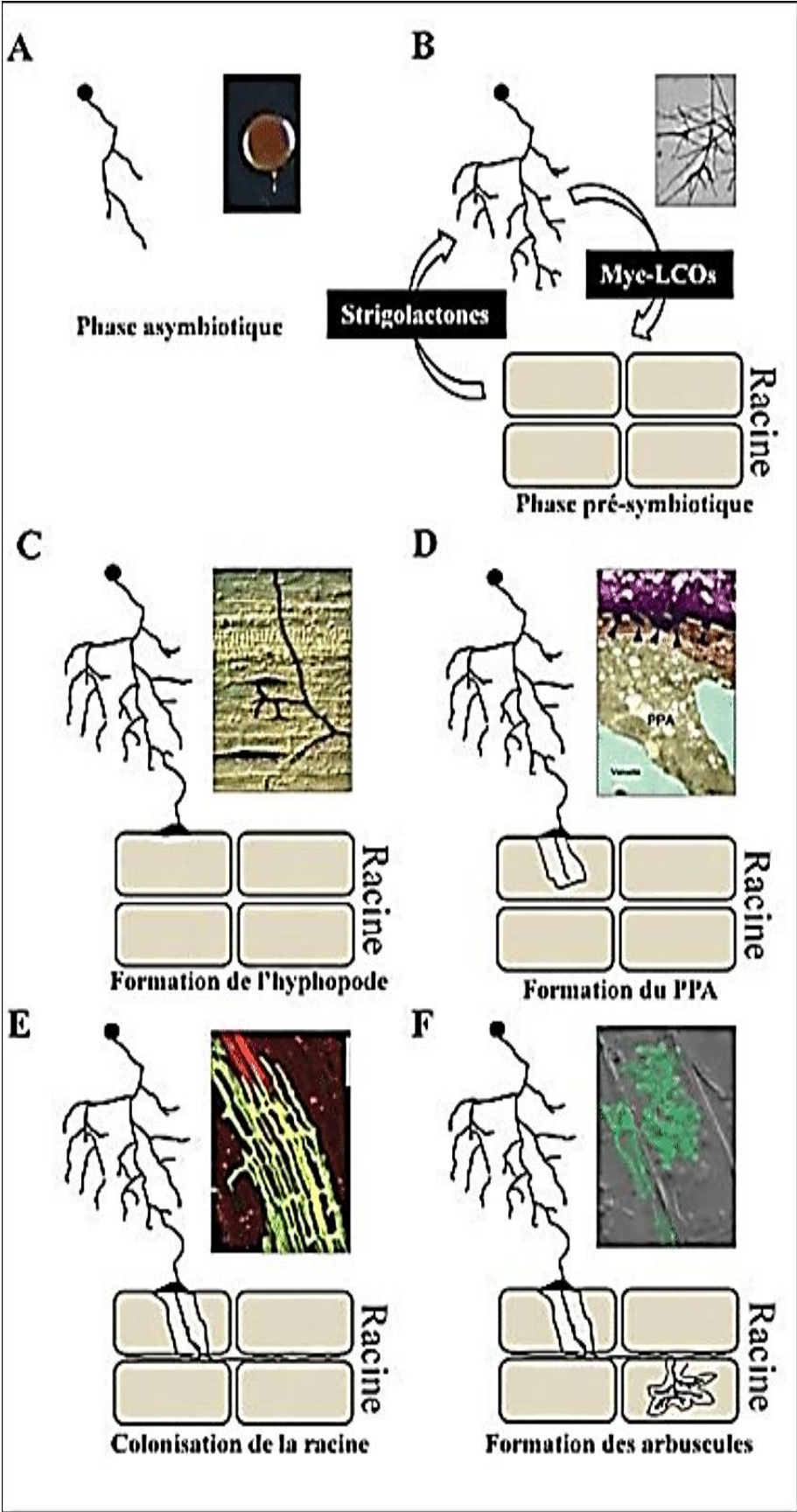


Figure.6. Différentes étapes de l'établissement de la symbiose endomycorhiziens arbusculaire.

5. Importance des mycorhizes

5.1. Pour le champignon

D'une manière générale, le champignon reçoit de la plante hôte un flux de photo assimilât. Les sucres transférés (saccharose et glucose), sont transformés en sucres spécifiques du champignon (tréhalose ou mannitol), et consommés pour la croissance et la respiration (Hampp et Wingler, 1997). Ce flux de carbone s'effectue également sous forme d'acides aminés et de vitamines (biotine et thiamine) (Read, 1991 ; Iassac, 1992).

5.2. Pour la plante hôte

5.2.1. L'absorption de l'eau

Le champignon contribue à l'ensemble des mécanismes dont l'arbre en dispose pour réguler son état hydrique. Le champignon agit pour augmenter l'apport hydrique des plantes hôtes et leur résistance à la sécheresse (Allen et Allen, 1986 ; Nelsen, 1987 ; Mekahlia, 2014).

5.2.2. Amélioration de l'absorption azotée et phosphatée

L'azote est un élément important de la croissance des plantes. Son assimilation par les racines dans les sols pauvres en nutriments peut être augmentée par la colonisation des CMA (Marschner et Dell, 1994 ; Johansen *et al.* 1996 ; Smith et Read, 2008). Les hyphes extra-racinaires sont capables de prélever et d'assimiler l'ammonium (Johansen *et al.*, 1993), le nitrate (Bago *et al.*, 1996 ; Johansen *et al.* 1996) et les acides aminés (Hawkins *et al.*, 2000 ; Hodge *et al.*, 2001) des sols qui les entourent. Ils sont capables de transférer cet azote vers la plante (Hawkins *et al.*, 2000) et de le transférer d'une plante à une autre (He *et al.*, 2003).

Les mycéliums permettent de récupérer les formes libres du P, mais ne libèrent pas celles qui sont liées aux particules du sol (Lambers *et al.*, 2008). Le prélèvement de phosphore par les racines peut être plus rapide que sa diffusion dans le sol, il s'installe alors une zone d'épuisement autour de la rhizosphère. Toute augmentation de la surface racinaire, en particulier par l'intermédiaire des hyphes mycorhiziens associés, permettra d'augmenter le volume du sol exploré et donc de surmonter la lenteur de la diffusion du P dans le sol. Le phosphate présent dans la solution du sol est absorbé dans le mycélium extra-racinaire (Harrison, 1995). Les systèmes d'acquisition du phosphore situés à la surface des hyphes sont semblables à ceux des racines, il s'agit d'un système à forte affinité (Schachtman *et al.*, 1998). Le phosphate absorbé est condensé en poly-phosphate (poly-P) et acheminé par translocation jusqu'au mycélium intra-racinaire. Les poly-P seront hydrolysés pour libérer les phosphates qui traverseront la membrane du champignon, au niveau des arbuscules présents dans les cellules du cortex

racinaire. Le champignon stockerait le P et le transférerait progressivement vers la plante car on observe une accumulation de poly-P dans le champignon sans augmentation de la teneur en phosphate des vacuoles de la plante hôte. Le champignon serait donc capable de contrôler l'efflux de P vers la plante hôte (Solaiman et Saito, 2001). La double colonisation permettrait d'accroître l'amplitude écologique de l'hôte végétal en améliorant son alimentation minérale : les symbiontes endomycorhiziens faciliteraient la nutrition phosphatée de la plante, les ectomycorhiziens la nutrition azotée (Gardes, 2003).

5.2.3. Amélioration de l'absorption des oligoéléments

Les associations mycorhiziennes peuvent jouer un rôle significatif dans la décomposition et la minéralisation des matières organiques végétales et mobiliser les nutriments au bénéfice de la plante hôte (Bâ *et al*, 2010). En échange, le champignon absorbe les éléments minéraux et les transfère à la plante-hôte. Ces échanges ont lieu à l'interface formée par la juxtaposition des parois des hyphes et des cellules du cortex des racines, au niveau du réseau de Hartig des ectomycorhizes et à celui des arbuscules des endomycorhizes (Moussain, 1997).

5.2.4. Protection des racines contre les agents pathogènes et résistance aux stress biotiques et abiotiques :

En conditions naturelles, la très grande majorité des végétaux, y compris les arbres forestiers, vivent en association symbiotique avec des champignons mycorhiziens qui assurent une protection des racines contre les champignons pathogènes (Smith et Read, 1997). La colonisation mycorhizienne entraîne une augmentation significative de la ramification des racines fines qui s'accompagne d'une augmentation des exsudats racinaires, responsables à leur tour, de modifications de la microflore et d'interactions avec les parasites (Dalpé, 2006). Aussi bien en conditions contrôlées qu'en conditions naturelles, il a été souvent observé que les champignons mycorhiziens introduits pouvaient avoir un effet antagoniste sur les pathogènes du sol (Elna, 1997). Une résistance accrue des plantes endomycorhizées aux attaques de certains pathogènes telluriques tels que *Fusarium*, *Phytophthora* et *Thielaviopsis* (Bagyaraj, 1984 ; Oihabi, 1991 ; Azcón-Aguilar et Barea, 1992) et des nématodes (Morandi, 1987). Les CMA causent, indirectement, des changements dans les tissus de l'hôte notamment en développant la lignification des cellules, créant ainsi une barrière contre la pénétration des pathogènes (Schenck et Kellan, 1978) et qui s'accompagne d'une accumulation de composés phénoliques suivie d'une activité chitinolytique qui altèrent les parois de certains parasites fongiques (Dalpé, 2005). Une autre explication pourrait être trouvée au niveau de la compétitivité pour les sites d'infection, l'occupation en premier par les CMA des cellules hôtes empêcherait la pénétration

du pathogène (Gianinazzi-Pearson et Diem, 1982). L'accumulation de certains composés du métabolisme secondaire, en particulier l'augmentation des teneurs en composés phénoliques (Krishna et Bagyaraj, 1984 ; Blal, 1989) et la production de phytoalexines (Morandi, 1989) observée chez les plantes endomycorhizées pourraient être également responsables de l'inhibition des agents pathogènes. L'endomycorhization permet de simplifier l'effet du stress (biotique et abiotique) et de conférer à la plante une tolérance à l'acidité des sols (Gupta et Krishna merthy, 1996) et au stress hydrique et salin (Pfeiffer et Bloss, 1988 ; Osunubi *et al.*, 1991; Rosendahl et Rosendahl, 1991 ; Ruiz-Lozano et Azcon, 1995 ; Ruiz-Lozano *et al.*, 1996 ; Meddich, 1997 ; Abbas, 1998)

5.2.5. La stabilisation du sol

Les hyphes des CMA étant présents en quantité importante dans les sols, ils peuvent atteindre 111 m.cm⁻³ de sol (Miller *et al.*, 1995). Ils possèdent la propriété d'agir sur la macro agrégation des constituants du sol et donc sur sa stabilité (Tisdall, 1991). En effet, ces hyphes excrètent une glycoprotéine, la glomaline, permettant l'agglomération des micro agrégats d'un diamètre inférieur à 250 µm pour former des macro agrégats stables supérieur à 250 µm (Tisdall, 1994 ; Wright et Upadhyaya, 1998). La concentration de la glomaline dans les sols dépend de la plante hôte et du champignon associé (Rilling *et al.*, 2002). La stabilité du sol ainsi produite permet de lutter contre l'érosion, la perte de nutriments et de la matière organique par lixiviation, qui sont à l'origine d'une baisse de productivité en agriculture (Schreiner et Bethlenfalvay, 1995) (Driai, 2016).

6. Interactions entre la mycorhizosphère et les rhizodépositions

La mycorhizosphère désigne la zone du sol proche et influencée par les racines, les hyphes, les spores et les fructifications mycorhiziennes. Les champignons mycorhiziens arbusculaires (MA) sont généralement abondants dans le sol, et peuvent représenter environ 25 % de la biomasse microbienne du sol (Hamel, 2007 ; Hamel *et al.*, 1991 ; Olsson *et al.*, 1999) et jusqu'à 80 % de la biomasse fongique (Bååth *et al.*, 2004 ; Kabir *et al.*, 1997) dans certains sols agricoles. Un gramme de sol peut contenir jusqu'à 30 m d'hyphes extraradicales de champignons MA (Smith et Read, 1997). La plupart des espèces de plantes cultivées forment des mycorhizes, le concept de mycorhizosphère s'applique donc à la plupart des cultures (Timonen et Marschner, 2006).

Le sol de la rhizosphère est fortement influencé par la racine, à travers la rhizodéposition (Marx *et al.*, 2007) et la respiration, ainsi que par l'absorption d'ions et de minéraux (Aragno, 2003). Les racines libèrent 1 à 25 % de la photosynthèse nette des plantes sous forme de

composés solubles et insolubles dans la rhizosphère (Merbach *et al.*, 1999 ; Marschner et Timonen, 2006). Les produits de la rhizodéposition sont composés d'exsudats, de lysats, de mucilages, de sécrétions et de matériel cellulaire mort. et de matériel cellulaire mort, et comprennent des composés gazeux (Lynch et Whipps, 1990). Les exsudats racinaires constituent la majeure partie du rhizodépôt et sont principalement composés de substances solubles de faible poids moléculaire, telles que les hydrates de carbone et les protéines moléculaires telles que des monomères d'hydrates de carbone, des acides aminés, des acides organiques, phytosidérophores, les flavonoïdes, les hormones végétales et les vitamines (Farrar *et al.* 2003 ; Lynch et Whipps, 1990 ; Marschner *et al.* Whipps, 1990 ; Marschner, 1995). On sait que l'établissement de mycorhizes modifie la composition minérale, l'équilibre hormonal, les modèles d'allocation du carbone et d'autres aspects de la physiologie des plantes (Barea, 2000). physiologie des plantes (Barea, 2000 ; Marschner et Timonen, 2006), y compris la composition des exsudats racinaires (Bansal et Mukeren, 2006). des exsudats racinaires (Bansal et Mukerji, 1994 ; Marschner *et al.*, 1997), ce qui influence l'environnement de la rhizosphère. Les champignons mycorhiziens peuvent réduire la quantité d'exsudats racinaires dans la rhizosphère en absorbant directement les glucides des cellules racinaires avant qu'ils n'atteignent le sol environnant (Timonen et Marschner, 2006). Les plantes mycorhizées transfèrent plus assimilât à leurs racines que les plantes non-mycorhizées (Eissenstat *et al.*, 1993). Les investissements plus importants de C dans les racines MA s'expliquent par la nécessité de la croissance, de la respiration et de la synthèse fongiques d'une large gamme de composés qui sont utilisés dans la fabrication des aliments et de composés qui peuvent stimuler les microorganismes bénéfiques ou antagonistes des phytopathogènes (Finlay et Söderström, 1992 ; Kope et Fortin, 1989 ; Kucey et Paul, 1982). La variation de la quantité et de la composition de la rhizodéposition induite par la formation de la symbiose AM peut entraîner des changements spectaculaires dans l'activité et la composition des communautés microbiennes du sol., car les espèces microbiennes diffèrent dans leur métabolisme et ont une capacité à utiliser différentes sources de carbone (Neumann, 2005 ; Marschner et Timonen, 2006).

7. Les interactions entre les champignons mycorhiziens et les bactéries

Les interactions entre les groupes fonctionnels de la microflore du sol affectent le développement des plantes et du sol (Andrade *et al.*, 1997 ; Schreiner *et al.*, 1997). Les bactéries et les champignons s'influencent les uns sur les autres (Garbaye, 1994 ; Paulitz et Lindeman, 1991) et, par conséquent, leur influence sur le système sol-plante dépend de la façon dont ils se

comportent. système plante-sol dépend du résultat de leur interaction (Bethlenfalvay *et al.*, 1997 ; Meyer et Linderman, 1986). En particulier, l'infection mycorhizienne influence la composition de la communauté bactérienne de la rhizosphère (Graham *et al.*, 1981 ; Buwalda et Goh, 1982 ; Dixon *et al.*, 1989 ; Christensen et Jakobsen, 1993 ; Bansal et Mukerji, 1994; Shachar-Hill *et al.*, 1995 ; Marschner *et al.*, 1997 ; ; Mansfeld-Giese *et al.*, 2002 ; Jones *et al.*, 2004) et la densité bactérienne dans la mycorrhizosphère (Bending *et al.*, 2006)

Les champignons et les bactéries bénéfiques sont au cœur de la recherche sur la rhizosphère. Le grand groupe de rhizobactéries favorisant la croissance des plantes (plant growth promoting rhizobacteria PGPR) comprend des bactéries ayant différents modes de vie (Perotto et Bonfante, 1997) Les PGPR sont soit symbiotiques, par exemple les *Rhizobium* spp , soit libres (; Kloepper *et al.*, 1980 ; Glick, 1995). Ils sont souvent associés aux spores et aux hyphes des champignons mycorhiziens, et peuvent même se trouver à l'intérieur de ces structures (St-Arnaud et Elsen, 2005 ; Bonfante et Anca, 2009).

8. L'effet de double inoculation : (mycorhize-rhizobia)

Des auteurs ont montré que le phosphore et l'azote constituent les nutriments les plus limités pour la croissance des plantes (Tajini *et al.*, 2012). Pour évaluer la capacité des plantes à acquérir des nutriments, les champignons mycorhiziens et les rhizobiums sont deux partenaires symbiotiques importants. Ils jouent un rôle clé dans les agro-écosystèmes naturels, affectant la productivité des plantes, la nutrition des plantes et la suppression des agents pathogènes des plantes (Demir et Akkopru, 2007). Les mycorhizes profitent aux plantes hôtes en mobilisant le phosphore du sol, tandis que les rhizobiums mobilisent le phosphore via N₂. (Xiao *et al.*, 2010) ou des inhibiteurs de la croissance des plantes (Scheublin et van der Heijden, 2006; Franzini *et al.*, 2010) . Cependant, une méta-analyse par Larimer *et al.* (2010) a démontré l'effet cumulatif global de la co-infection des champignons mycorhiziens AM et des rhizobiums sur les réponses de croissance des plantes. Ainsi, Erman *et al.*, (2011) ont montré que la double inoculation entre les champignons arbusculaires mycorhiziens et les Rhizobia induit des bénéfices synergiques pour la légumineuse hôte puis qu'ils agissent comme des biofertilisants.

Différents exemples d'interactions synergiques sont trouvés entre les racines des légumineuses avec les champignons AM et les Rhizobia (Aryal *et al.*, 2003 ; Abdelkader *et al.*, 2017). Aysan et Demir (2009) ont rapporté des informations sur le mécanisme contrôlant les interactions bactériennes avec les champignons AM et les racines des plantes. En fait, il existe certaines espèces de rhizobiums répond à la présence de certains champignons AM (Andrade *et al.*, 1997

; Artursson *et al.*,2006), indiquant un degré élevé de spécificité entre les bactéries apparentées aux champignon MA (Tajini *et al.*, 2012).

II Partie expérimentale

MATERIEL ET METHODES

i. Matériel

1. Le sol :

Le sol provient d'un champ de pois chiche située dans la région de Boumedfaa dans la wilaya de Ain-defla ; le sol est prélevé en plusieurs points et à une profondeur comprise entre 0-40cm suivant la profondeur du sol. Le mélange de ces points de prélèvements a donné lieu à un échantillon composite. Les prélèvements d'échantillons de sol ont été effectués avant la mise en place de la culture du pois chiche et après la récolte.

2. Matériel biologique:

Les racines endomycorhizées de pois chiche cultivé dans la région de Boumedfaa et les graines ont servi de matériel biologique pour cette étude

ii Méthodes

1. Echantillonnage

L'échantillon de sol est séché à l'air et ensuite tamisés avec un tamis de 2 mm de maille pour éliminer les gros débris. Puis conservé dans des sachets étiquetés et déposés sous serre. Les caractéristiques physiques et chimiques du sol est déterminé.

2. Analyses physiques

a. Granulométrie

L'analyse granulométrique est réalisée pour définir la texture du sol, expliquer ses propriétés physiques (le comportement vis-à-vis de l'air, de l'eau et des racines) et pour évaluer sa stabilité structurale (la solidité de la structure du sol et sa résistance aux agents de dégradation). Le principe de cette analyse est de classer les éléments du sol d'après leur grosseur et de déterminer le pourcentage de chaque fraction (sable, limon, argile) (Rouiller *et al.*, 1994). La granulométrie est déterminée par la méthode de la pipette de Robinson. La terre fine tamisée, avec un tamis à mailles de 2 mm, est utilisée. La matière organique est éliminée par H₂O₂ et la durée d'exposition dépend de la teneur en matière organique (24h à 48h). Les particules

Minérales sont ensuite dispersées à l'aide d'un dispersant alcalin l'hexameta phosphate de sodium. Les particules grossières de diamètre supérieur à 50 mm sont séparées par tamisage et les particules moyennes et fines sont obtenues par la mesure de la vitesse de sédimentation. La texture de sol est définie d'après le triangle des textures (Annexe 1).

b. Mesure du pH

Le principe consiste à mesurer le pH eau d'un mélange de 20 g de terre fine (séchée à l'air) avec 50 ml d'eau distillée. Le contenu est agité pendant quelques minutes puis filtré à travers

un papier filtre. Le pH du filtrat est ensuite mesuré à l'aide d'un pH-mètre après une brève agitation (Callot-Dupuis, 1980).

3. Analyses chimiques

a. Mesure de la conductivité électrique

Consiste à déterminer la conductivité électrique (CE) du mélange eau/sol pour déterminer le niveau de la salinité du sol. Un mélange de 1/5 du sol avec 4/5 d'eau distillée est agité quelque minute, ensuite la solution est chauffée à 25°C (T), une première lecture est réalisée à cette température (CT) à l'aide du conductivimètre, puis chauffée à 35°C (T') et une deuxième lecture est réalisée (CT') (, 1978).

b. Dosage du calcaire total (Callot-Dupuis, 1980)

Le calcaire n'est pas un constituant toujours présent dans le sol. Cet élément se trouve en particulier fixé sur l'argile sous forme d'ion calcique ou en solution sous forme de sels solubles de calcium. Le calcaire ou carbonate de calcium, CaCO₃ est un sel insoluble. Mais l'eau chargée de gaz carbonique peut le dissoudre lentement et le transformer en un sel soluble, le bicarbonate de calcium. C'est ainsi que peu à peu le calcaire disparaît d'un sol donné. Mais la solution du sol, et l'argile gardent très longtemps du calcium provenant de la dissolution du calcaire. On utilise la propriété du carbonate de calcium qui se décompose sous l'action d'un acide (HCl) en eau et gaz carbonique, ce dernier est recueilli dans un tube gradué en ml.

$$CaCO_3\% = (p \times V) \times 100 / (P \times v)$$

p: poids du CaCO₃ pure utilisé pour l'étalonnage.

V: volume du gaz carbonique dégagé par l'échantillon du sol.

P: poids de l'échantillon du sol.

v : volume de gaz carbonique dégagé par le CaCO₃.

c. Dosage du calcaire actif (Drouin eau, 1942)

Dans le sol, une partie plus ou moins importante de calcaire total se trouve à l'état de fines particules actives pour les végétaux, cette fraction est facilement solubilisée par les eaux riches en gaz carbonique. Pour le dosage du calcaire actif, on utilise la propriété du calcium se combinant aux oxalates d'ammonium pour donner de l'oxalate de calcium insoluble.

L'excès de solution d'oxalate d'ammonium est ensuite dosé par une solution de permanganate de potassium en milieu sulfurique



La teneur en calcaire actif exprimée en% est obtenue à partir de la formule suivante (annexe)

$$\text{Calcaire actif \%} = (N-n) \times 1.25$$

N-n: correspond à la quantité d'oxalate de calcium précipitée, donc à la quantité d'oxalate d'ammonium qui a réagi avec le calcaire actif.

N: nombre de ml KMnO_4 utilisés pour titrer la solution d'oxalate d'ammonium.

n: nombre de ml KMnO_4 utilisés pour titrer l'extrait du sol

d. Mesure de l'azote total

La méthode suivie est celle de Kjeldahl (1883). Elle consiste à une digestion acide du sol suivie d'une distillation. Le sol est traité avec l'acide sulfurique (H_2SO_4) dans un rapport sol/solution 1/20 en présence d'un catalyseur le sélénium. La distillation est réalisée par l'entraînement de la vapeur en présence de 40 ml de NaOH 1 N et le distillat est recueilli dans 20 ml d'acide borique et 4 gouttes de rouge de méthyle. A la fin, le titrage est fait avec l'acide sulfurique 10N. Les quantités d'azote total mesurées sont comparées avec les normes universelles (annexe).

e. Mesure du phosphore assimilable

L'extraction est réalisée dans une solution de bicarbonate de sodium 0,5 N ajusté à pH 8,5 dans un rapport prise d'essai/volume d'extraction ($m/v = 1/20$). Le dosage est basé sur la formation et la réduction d'un complexe formé par l'acide phosphorique et l'acide molybdique. Le complexe phospho-molybdique, sous l'effet de la chaleur et en présence d'acide ascorbique développe une coloration bleue dont l'intensité est proportionnelle à la concentration de la solution en orthophosphate (Olsen, 1954). Les quantités de phosphore assimilable mesurées sont comparées avec les normes universelles (annexe).

f. Carbone total et matière organique

Le carbone total et matière organique. La teneur en matière organique totale du sol est obtenue généralement par la mesure de la teneur en carbone. Le rapport matière organique/carbone est estimé à peu près constant et égal à $\text{MO/C} = 1,72$ (Anne, 1945). Le carbone de la matière organique est oxydé par un mélange de bichromate de potassium et d'acide sulfurique (H_2SO_4). On admet que l'oxygène consommé est proportionnel au carbone que l'on veut doser. L'excès de bichromate inutilisé dans la réaction est dosé par le sel de Mohr. Les quantités de la matière organique mesurées sont comparées avec les normes internationales (annexe).

4. Extraction et isolement des spores de CMA

La technique adoptée pour l'extraction des spores de CMA est celle de Gerdmann et Nicolson (1963). Cette technique est effectuée avant et après la culture du pois chiche. Elle s'effectue en deux étapes:

1. Extraction des spores :Selon la Méthode du tamisage humide

- ❖ Mélanger 100 g de sol avec un excès d'eau de robinet dans un erlenmeyer de 1000ml.
- ❖ Agiter ce mélange pendant 1 minute puis laissé à décanter pendant 30s.
- ❖ Filtrer le surnageant sur un jeu de tamis superposés à mailles de tailles décroissantes (500 μ m, 200 μ m, 100 μ m, 50 μ m).
- ❖ Récupérer les contenus des tamis de 200 μ m et 50 μ m dans l'eau distillée et placer dans des tubes de centrifugation.
- ❖ Injecter une solution de saccharose à 60% à l'aide d'une seringue au fond du tube.
(solution de saccharose =environ 1/3 du volume total à Centrifuger)
- ❖ Centrifuger à 1400trs/min pendant 3min.
- ❖ Récupérer les spores contenues dans chaque échantillon à l'interface eau/solution de saccharose à l'aide d'une seringue et les rincer abondamment à l'eau distillée dans un tamis de 50 μ m
- ❖ Les spores sont conservées dans un mélange de glycérol/éthanol absolu V/V.

a. Tri et dénombrement des spores

Le mélange de spores obtenues après extraction est observé à la loupe binoculaire. Les spores sont triées manuellement suivant des caractères morphologiques comme la couleur, la forme et la taille. Ainsi, chaque type de spore est reconnu et compté. A l'aide d'une pipette pasteur, les spores sont séparées par type et déposées dans différentes boîtes de Pétri sur du papier 'filtre humidifié avec une solution physiologique (NaCl à 9%).

b. Identification des spores

Dans chaque lot homogène, une vingtaine de spores sont montées entre lame et lamelle dans du polyvinylalcohollacto-glycérol (PVLG) (Koske et Testier, 1983) pour leur étude anatomique (la coloration, la forme, la taille, et le nombre de couche de la spore) (Omar *et al.*, 1979) et 20 autres spores par type sont mesurées afin de déterminer le diamètre moyen des spores. Les spores observées sont décrites et comparées aux spécimens de la collection INVAM (2009) (International Culture Collection of VA Mycorrhizal Fungi) afin de les identifier dans la mesure du possible.

5. Mesure de la fréquence et de l'intensité de mycorhization in situ

La mise en évidence de l'infection endomycorhizienne est réalisée par la coloration des racines des plantes prélevées selon la méthode de Philips et Hayman (1970). Elle repose sur l'examen de 30 fragments fins, prélevés au niveau du système racinaire de cinq plantes de pois chiche cultivé sur champ au stade de floraison fructification.

La plante est prélevée avec le sol dans un rayon de 15 cm et à la profondeur de pénétration des racines. Le sol contenant les racines est lavé dans un tamis de 500 µm de maille pour récupérer les racines fines.

a. Eclaircissement

Les racines fines sont coupées à une longueur de 1cm puis plongées dans une solution de KOH 10 % (w/v) durant 60 mn à 90° C afin de les vider de leur contenu cytoplasmique. Après lavage à l'eau courante, les racines très pigmentées sont mises dans une solution de H₂O₂30%(v/v) jusqu'à devenir blanches.

Elles sont ensuite trempées dans une solution d'acide lactique pendant 20 minutes pour permettre de neutraliser l'hydroxyde de potassium restant. Les racines sont à nouveau rincées à l'eau courante.

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 0,5 % (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. 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 au microscope photonique 40X.

La fréquence d'infection des racines d'une plante (F %) et l'intensité globale de mycorhization (M %) ont été estimées par la méthode de Trouvelot *et al.* (1986) (figure). Le degré de colonisation endomycorhizienne de chaque fragment a été estimé selon un barème constitué de six classes notées de zéro (0) à cinq (5), correspondant à l'estimation de la proportion de cortex colonisé par le symbiote mycorhizien

- 0.** : pas d'infection/ **1.** : trace/ **2** : moins de 10 %/ **3** : de 11 à 50 % /
4 : de 51 à 90 % / **5** : plus de 90 %

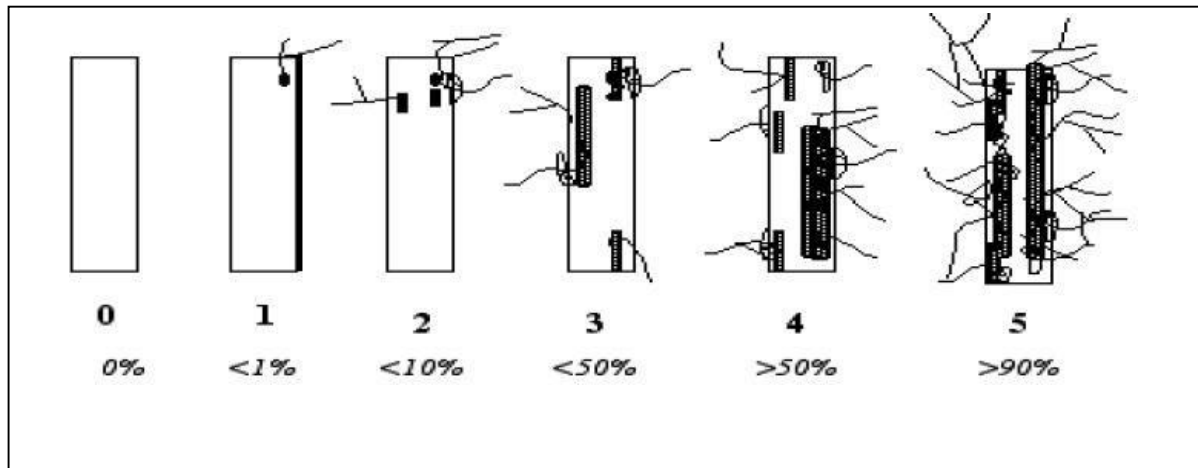


Figure.7. Méthode de notation de l'infection mycorhizienne (classée de 0 à 5) selon Trouvelot *et al.* (1986).

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 :

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

n_5 =nombre de fragments notés 5 ; n_4 = nombre de fragments notés 4 ; n_3 = nombre de fragments notés 3 ; n_2 = nombre de fragments notés 2 ; n_1 =nombre de fragments notés 1

6. Impact de la symbiose endomycorhizienne sur la croissance du pois chiche

a. désinfection et germination des graines de pois chiche.

Les graines sont désinfectées à l'hypochlorite de sodium (12°) pendant 10 min, puis rincées 6 à 10 fois à l'eau distillée stérile afin d'éliminer les traces du désinfectant. Elles sont ensuite mises à germer aseptiquement sur de l'eau gélosée (0.8%) (Tillard et Drevon, 1988) ; les boîtes ainsi préparées sont mises à l'obscurité, et incubées à 28°C.

b. Préparation de l'inoculum endomycorhiziens

L'inoculum de champignons endomycorhiziens est obtenu en utilisant les racines de pois chiche cultivé sur champs où le taux de mycorhization est égal à 100%.

Les racines infectées sont soigneusement lavées à l'eau afin d'éliminer la terre adhérente et découpées en petits fragments de 1cm, puis désinfectées à l'hypochlorite de sodium à 12° pendant 1min. Ce dernier est éliminé par un rinçage abondant à l'eau distillée stérile.

c. Mise en pots et inoculation

Les graines germées présentant des racines d'environ 2 cm sont plantées dans des pots (contenant 100 g du sol stérilisé à la chaleur humide. (auto clivé trois fois pendant 20 min à 120°C, à 24H d'intervalle) à raison de 2 graines par pot en creusant un trou de 1cm/0,5cm (Ouahmane, 2006)

Après Trois jour de culture sous serre, 1g de racines de pois chiche endomycorhizées (Inoculum) sont déposés aux alentours des racines des jeunes plants de pois chiche. Les plantes sont arrosées chaque semaine avec de l'eau distillée stérile et avec la solution nutritive. Ce test est effectué en 9 répétitions. Des plants témoins non inoculés sont préparés pour servir comme inoculum

7. La mesure des paramètres de croissance

Après 2 mois de croissance sous serre, la hauteur des plantes est mesurée, le poids sec des parties aériennes et racinaire des plants de pois chiche sont reportées, après séchage des parties aériennes (tiges et feuilles) à 60°C pendant 72h. Afin d'évaluer l'impact de l'inoculation sur la croissance du pois chiche, ces paramètres sont comparé avec ceux du témoin négatif sans inoculation

Analyse des travaux antérieurs

De nombreuses études ont été réalisées pour déterminer l'évaluation du taux de mycorhization du pois-chiche et leur effet sur la croissance de la plante hôte

Les travaux de Laabas (2016) ont indiqué que le pois-chiche pousse dans des sols : à texture équilibré, généralement : limono-argileux sablonneux et limono-sablonneux ; à pH alcalin variant entre 8.07 et 8.36 ; modérément calcaire ; non salés ; pauvre en matière organique et on azote. Il a été reporté que la culture du pois-chiche influence les caractères physicochimique du sol, notamment le pH qui devient plus au moins acide et le taux d'humidité qui est réduit (Elouz *et al.*, 2011). Selon Houngnandan *et al.* (2022) les caractéristiques physicochimiques du sol ont une grande influence sur le taux de mycorhization des plantes ainsi sur la diversité des espèces mycorhiziennes.

Différentes structures d'endomycorhizes ont été observées (hyphes et arbuscules) au niveau des racines du pois-chiche poussant dans différents site du Maroc (Hazzat *et al.* 2017). La fréquence mycorhizienne des racines de pois chiche varie d'un site à l'autre. Dont, les plus élevées ont atteint 3,33%, tandis que la fréquence la plus faible est d'environ 63,33 %. L'intensité mycorhizienne enregistré est faible en comparaison avec la fréquence notant la plus élevée a été de (25,03%), alors que la plus faible est de (6,43%). La teneur en arbuscules la plus élevée a été enregistrée dans les racines des plants de pois chiches est de (22,18%), (16,34%), (6,71%), (6,36%), (3,16%) et (2,07%). En revanche, des vésicules n'ont pas été observées dans les racines de pois chiche collectées sur la plus part des sites d'échantillonnage.

Le nombre de spores retrouvées dans la rhizosphère des plants de pois chiche poussant dans les sites étudiés varie entre 74 et 41 spores/100 g de sol. 22 morphotypes ont été identifiés appartenant à 7 genres :: *Glomus* (13 espèces) *Acaulospora* (4 espèces), *Gigaspora* (une espèce) *Radekera* (une espèce) *Entrophospora* (une espèce) *Pacispora* (une espèce), *Dentiscutata* (une espèce). Elouz *et al.* (2011) ont rapporté que les champignons mycorhiziens associés au pois-chiche sont appartiennent à quatre ordres différents : Les Glomerales, Diversisporales, Paraglomerales, Archaeosporales. Il est important de noter que cette diversité dépend principalement du génotype de la plante.

La structure de la communauté des champignons MA varie selon les espèces de légumineuses, ce qui concorde avec les conclusions de Choosa-Nga *et al.* (2019) et Olubode *et al.* (2020). La dissemblance entre dissimilarité peut être due aux préférences des hôtes pour différentes espèces de champignons MA (Castillo *et al.*, 2016 ; Wang *et al.*, 2019), ainsi qu'à l'influence potentielle des propriétés du sol (Sweeney *et al.* 2021). Les associations préférentielles entre

les paires hôte-FMA ont été attribuées à la diversité fonctionnelle des espèces de champignons MA ; les plantes hôtes, filtrent et récompensent les partenaires fongiques MA les plus bénéfiques dans leur environnement local en leur offrant plus de carbone (Bever et al.2009 ; Kiers et al. 2011). L'abondance différentielle des membres des familles Glomeraceae et Acaulosporaceae dans la rhizosphère de différentes légumineuses peut être une indication de leur importance fonctionnelle. Par conséquent, ce résultat suggère la possibilité d'utiliser les espèces fongiques AM abondantes dans la rhizosphère.

Farzaneh *et al.* (2011) ont montré qu'un pois-chiche mycorhizé (par inoculum commercial) permettait d'augmenter le prélèvement en micro et macronutriments à partir d'un taux de mycorhization racinaire compris entre 18 et 55 % ; cependant aucun effet significatif du taux de mycorhization dans l'absorption d'N n'a pu être mis en évidence.

Elouz *et al.*, (2011) ont démontré que les racines de différents génotypes de pois chiches produisent différentes gammes de composés phytochimiques et que certains de ces composés influencent la germination des spores fongiques mycorhiziennes arbusculaires (AM)

Yagoob (2015) a rapporté que l'inoculation du pois chiche avec deux espèces de champignon mycorhizien : *Glomus mosseae*, *G. intraradices* présentent des poids sec des parties aériennes plus élevé comparés au témoin négatif sans inoculation. Ce qui est de même pour le volume des parties racinaires qui sont plus importants par rapport au témoin non inoculé. Ces résultats sont dus à la colonisation élevée des racines par des structures endomycorhizienne 49,88 % et 41,81 %, respectivement. *G. mosseae* et *G. intraradices* ont conduit aussi à des teneurs maximales en phosphore des feuilles qui sont respectivement de 343,98 et 338,47 mg/100 g de poids sec de feuille

Laranjeira *et al.* (2022) ont démontré l'impact de l'inoculation avec un consortium de mycorhizes et les PGPR sur la croissance du pois chiche sous stress hydrique. En effet, les pois chiches co-inoculés avec PGPR et AMF, et irrigués uniquement pendant les stades de croissance critiques, ont présenté un rendement en grains plus élevé que les plantes non inoculées sans stress hydrique (augmentation de 1,45 et 1,33 fois en 2018 et 2019, respectivement). L'inoculation avec des micro-organismes bénéfiques et une irrigation supplémentaire à des stades critiques sont bénéfiques pour la croissance du pois chiche et devraient être envisagées pour augmenter la productivité des cultures et promouvoir la durabilité agricole. Ces résultats sont en accord avec ceux reporté par Rao *et al.* (1986) et Sediki *et al.* (2001).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (AMF) pourraient être utilisés pour améliorer durablement les rendements des cultures (Houngnandan *et al.*, 2022). L'AMF peut à la fois aider les plantes hôtes à réguler à la hausse les mécanismes de tolérance et empêcher la régulation à la baisse des voies métaboliques clés. Les AMF, étant des symbiotes naturels des racines, fournissent des nutriments inorganiques essentiels aux plantes hôtes, améliorant ainsi la croissance et le rendement dans des régimes non stressés et stressés. Le rôle de l'AMF en tant que bio-fertilisant peut potentiellement renforcer l'adaptabilité des plantes à un environnement changeant. Ainsi, des recherches supplémentaires axées sur la promotion de la qualité et de la productivité des cultures par l'intermédiaire de l'AMF sont nécessaires. (Begum *et al.*, 2019).

Les AMF forment des vésicules, des arbuscules et des hyphes dans les racines, ainsi que des spores et des hyphes dans la rhizosphère. La formation d'un réseau d'hyphes par l'AMF avec les racines des plantes améliore considérablement l'accès des racines à une grande surface de sol, entraînant une amélioration de la croissance des plantes (Bowles *et al.*, 2016). Les CMA améliorent la nutrition des plantes en augmentant la disponibilité ainsi que la translocation de divers nutriments (Rouphael *et al.*, 2015). Les CMA améliorent la qualité du sol en influençant sa structure et sa texture, et donc la santé des plantes (Zou *et al.*, 2016 ; Thirkell *et al.*, 2017). Les hyphes fongiques peuvent accélérer le processus de décomposition de la matière organique du sol (Paterson *et al.*, 2016). De plus, les champignons mycorhiziens peuvent affecter la fixation du CO₂ atmosphérique par les plantes hôtes, en augmentant « l'effet puits » et le mouvement des photo-assimilats des parties aériennes vers les racines. Compte tenu de l'importance de l'AMF et des progrès de la recherche liés à leurs applications en agriculture, la présente revue se concentre sur le rôle de l'AMF en tant que bio-fertilisants dans la régulation de la croissance et du développement des plantes avec une meilleure absorption des nutriments dans des environnements stressants, et le niveau auquel l'AMF peut améliorer la croissance des plantes dans des environnements stressants.

Plusieurs travaux ont démontré le caractère bénéfique de l'association blé-légumineuse sur de nombreux points et notamment sur le transfert de nutriments, spécifiquement à l'aide de champignons mycorhiziens. En effet, La symbiose mycorhizienne influence positivement la biomasse racinaire, la longueur spécifique des racines et la densité des racines et a augmenté l'absorption de P, Fe et Zn chez le blé. La légumineuse serait un catalyseur qui permettrait un meilleur développement des champignons dans un contexte a priori peu favorable

Conclusion

Le pois chiche est une légumineuse d'importance capitale dans l'alimentation et l'économie dans plusieurs régions à travers le monde. Dans les régions méditerranéennes, on prévoit que la sécheresse réduira l'humidité du sol et deviendra un problème majeur dans les pratiques agricoles en plus de déficit en phosphore. Les bactéries fixatrices d'azote (N) et les champignons mycorhiziens arbusculaires (AM) ont le potentiel d'améliorer la croissance des plantes et leur tolérance à la sécheresse. Le but de cet étude était d'évaluer le taux de mycorhization du pois-chiche cultivé dans la région de Ain Defla, cependant par manque de produit ce travail n'a pas pu être effectué.

L'analyse des différents travaux antérieurs à démontré que cette plante a une préférence pour les sols à texture équilibré et à pH neutre, non calcaire et peu salé.

La fréquence de mycorhization est élevé cependant l'intensité est faible ; les sols sont riches en spores et leur germination dépend des sécrétions du génotype de la plante

L'inoculation des plantes en conditions contrôlées permet d'augmenter la biomasse des parties aériennes, le volume des racine et la teneur des feuilles en phosphore

Abbas Y., 1998. Mycorhizes à arbuscules de zones arides : biodiversité et rôle dans la tolérance du trèfle (*Trifolium alexandrinum*) au stress salin. Thèse de 3^{ème} cycle, Université Cadi Ayyad, 112 p.

Abbas, G., Arif, M. J., Ashfaq, M., Aslam, M., & Saeed, S. (2010). Host plants, distribution and overwintering of cotton mealy-Bug (*Phenacoccus solenopsis*; Hemiptera : Pseudococcidae). International Journal of Agriculture and Biology, 12, 421–425 .

Abdelkader, M., Btissam, B. M., Laila, N., et Jamal, I. (2017). Dénombrement des Populations naturelles de rhizobium du pois chiche (*Cicer arietinum*) dans différents sols du Maroc. European scientific journal, 13(6), 273.

Allen E.B., Allen M.F.(1986). Water relations of xeric grasses in the field : interactions of mycorrhizas and competition. New Phytologist 104 : 559–571. In Mekahlia, M. N. (2014). Dépendance mycorhizienne de l'olivier (*Olea europaea* L.) dans l'est algérien et mycorhization contrôlée de la variété Ferkeni. Thèse de Doctorat, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie, 160P.

Andrade, G., Mihara, K.L., Linderman, R.G., Bethlenfalvay, G.J.,1997. Bacteria from rhizosphere and hyphosphere soils of different Arbuscular-mycorrhizal fungi. Plant Soil 192, 71–79.

Aragno M. (2003) Beneficial soil microorganisms : a key for sustainable agriculture. Seventh International Conference on Kyusei Nature Farming Proceedings of the conference held at Christchurch, New Zealand, 15 18 January 2002.

Artursson V., Finlay D.R. et Jansson J.K. (2006). Interactions between arbuscular Mycorrhizal fungi and bacteria and their potential for stimulating plant growth. Environmental Microbiology, 8(1), 1-10.

Artursson, V., Finlay, R.D., Jansson, J.K., 2006. Interactions between Arbuscular mycorrhizal fungi and bacteria and their potential for Stimulating plant growth. Environ. Microbiol. 8, 1–10.

Aryal, U. K., Xu, H. L., et Fujita, M. (2003). Rhizobia and AM fungal inoculation improve Growth and nutrient uptake of bean plants under organic fertilization. Journal of Sustainable Agriculture, 21(3), 27-39.

Aysan, E., et Demir, S. (2009). Using arbuscular mycorrhizal fungi and Rhizobium Leguminosarum, Biovar phaseoli Against Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) de bary in the Common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). Plant Pathology Journal, 8, 74-78.

Azcón-Aguilar, C., et Barea, J. M. (1992). Interactions between mycorrhizal fungi and other Rhizosphere microorganisms. Mycorrhizal functioning : an integrative plant-fungal process. Chapman and Hall, New York, 163-198.

Bâ, A., Duponnois, R., Diabaté, M. et Dreyfus, B. (2011). Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest. Marseille : IRD. 254P.

- Bååth E., Nilsson L.O., Goransson H., Wallander H. (2004).** Can the extent of degradation of soil fungal mycelium during soil incubation be used to estimate ectomycorrhizal biomass in soil ? *Soil Biology and Biochemistry* 36 :2105-2109.
- Bago B, Vierheilig H, Piche Y, Azcón Aguilar C (1996)** Nitrate depletion and pH changes induced by the extra-radical mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown in monoxenic culture. *New Phytol* 133 273–280 [PubMed].
- Bagyaraj D.J., 1984.** Biological interactions with VA mycorrhizal fungi. In : VA Mycorrhiza (C.L. Powell, J.B. Bagyaraj, Eds.), pp. 131-154. CRC Press, Boca Raton, Florida, U.S.A.
- Bagyaraj, D.J., 1984.** Biological interactions with VA mycorrhizal fungi. In : Powell, C.L., Bagyaraj, D.J. (Eds.), VA Mycorrhizae. CRC Press, Boca Raton, pp. 131–153.
- Bansal M., Mukerji K.G. (1994)** Positive correlation between VAM-induced changes in root exudation and mycorrhizosphere mycoflora. *Mycorrhiza* 5 :39-44.
- Barea J.M. (2000)** Rhizosphere and mycorrhiza of field crops, in : J. P. Toutant, et al. (Eds.), *Biological resource management : connecting science and policy* (OECD), Springer-Verlag, Berlin. Pp. 110–125.
- Bécard, G. and Fortin, J.A. (1988)** Early events of vesicular-arbuscular mycorrhiza formation on Ri T-DNA transformed roots. *New Phytologist*, 108, 211-218. Doi :10.1111/j.1469-8137.1988.tb03698.x.
- Bedrani S., 2008.** Algérie, l’agriculture, l’agro-alimentaire, la pêche et le développement Rural. Monographie CIHEAM, Options Méditerranéennes, série B, 61 : 37-73.
- Begum N, Qin C, Ahanger MA, Raza S, Khan MI, Ashraf M, Ahmed N and Zhang L (2019)** Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Plant Growth Regulation: Implications in Abiotic Stress Tolerance. *Front. Plant Sci.* 10:1068. doi: 10.3389/fpls.2019.01068
- Bending G.D., Aspray T.J., Whipps J.M. (2006)** Significance of Microbial Interactions in the
- Bethlenfalvay G.J., Andrade G., Azcón-Aguilar C. (1997)** Plant and soil responses to mycorrhizal fungi and rhizobacteria in nodulated or nitrate-fertilized peas (*Pisum sativum* L.). *Biology and Fertility of Soils* 24 :164-168.
- Blal B., 1989.** Les endomycorhizes VA chez le palmier à huile (*Elaeis guineensis* Jacq.) : Rôle dans la régulation de la croissance et dans la nutrition minérale des jeunes plants de clones micropropagés. Thèse de Doctorat, Univ. De Bourgogne, Dijon.
- Bonfante, P., et Anca, I. A. (2009).** Plants, mycorrhizal fungi, and bacteria : a network of Interactions. *Annual review of microbiology*, 63, 363-383.
- Borget M. (1989).** « Les légumineuses vivrières ». Edition Maisonneuve et Larose, 10.
- Boudjou, S., Oomah, B. D., Zaidi, F., and Hosseinian, F. (2013). « Phenolics content and antioxidant and anti-inflammatory activities of legume fractions. » *Food Chemistry*, 138(2-3), 1543-1550.
- Borget M. (1989)** Les légumineuses vivrières. Ed. Maisonneuve et Larose, Paris,

- Bremer B, Bremer K, Chase M, Fay M, Reveal J, Soltis D, Soltis P and Stevens P, 2009.** An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of Flowering plants : APG III. Periodical An update of the Angiosperm Phylogeny Group.
- Buwalda J.G., Goh K.M. (1982)** Host-fungus competition for carbon as a cause of growth depressions in vesicular-arbuscular mycorrhizal ryegrass. *Soil Biology and Biochemistry* 14 :103-106.
- Christensen H., Jakobsen I. (1993)** Reduction of bacterial growth by a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus in the rhizosphere of cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Biology and Fertility of Soils* 15 :253-258.
- Christensen H., Jakobsen I. (1993)** Reduction of bacterial growth by a vesicular-arbuscular *Communications*, 105 : 207 – 219.
- Dalpe Y (2005)** Les mycorhizes : un outil de protection des plantes mais non une panacée *Phytoprotection* 86 : 1-82.
- Dalpe, Y. (2005).** Les mycorhizes : un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*, 86 (1) : 53-59.
- Dixon R.K., Garrett H.E., Cox G.S. (1989)** Boron fertilization, vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization and growth of *Citrus jambhiri* Lush. *J. Plant Nutr.* 12 :687–700.
- Driai, S. (2016).** Impact des polluants d'origine industrielle sur le développement des Champignons mycorrhiziens à arbuscules, sur leur diversité et sur la viabilité microbienne des Sols des agro-écosystèmes du Nord-est algérien. Université BADJI MOKHTAR-ANNABA,137P.
- Duc, G., Mignolet, C., Carrouée, B., Huyghe, C. 2010.** Importance économique passée et présente des légumineuses : Rôle historique dans les assolements et facteurs d'évolution. *Innovations agronomiques*, 11, 1-24.
- Duhoux E., Nicole M., 2004.** Biologie végétale. Associations et interaction chez les plantes. Edition DUNOD. Paris. France, pp 1- 20.
- Duponnois, R., Hafidi, M., Ndoye, I., Ramanankierana, H., Bà, A. M. (2013).** Des champignons symbiotiques contre la désertification : écosystèmes méditerranéens, tropicaux et insulaires, 511P.
- Dusunceli F., Meyveci K., Cetin L., Avci M., Surek D., Albustan S Mert., Z., Akan K., Karacam M., Strange R., 2007.**Determination of agronomic practices for the management Of blight of chickpea caused by *Ascochyta blight* in Turkey : 1. Appropriate sowing date. *European Journal of Plant Pathology*, 119(4) : 449-456.
- Eissenstat D.M., Graham J.H., Syvertsen J.P., Drouillard D.L. (1993)** Carbon Economy of Sour Orange in Relation to Mycorrhizal Colonization and Phosphorus Status. *Ann Bot* 71 :1-10. DOI : 10.1006/anbo.1993.1001.
- Erman M., Demir S., Ocak E., Tufenkci S., Oguz F. et Akkopru A. (2011).** Effects of *Rhizobium*, arbuscular mycorrhiza and whey applications on some properties in chickpea

(*Cicer arietinum* L.) under irrigated and rainfed conditions 1-Yield, yield components, Nodulation and AMF colonization. *Field Crops Research*, 122(1) : 14-24.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). (2018). Agricultural Production year book/ or <http://faostat.fao.org>.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). (2015). Agricultural Production year book/ or <http://faostat.fao.org>.

FAO, Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture, 2015. (pageConsultée le 31 nov 2015) <http://faostat3.fao.org/>.

FAOSTAT (2015) Crops. FAOSTAT. Food and Agriculture Organization of The United Nations, Rome. Available at : <http://faostat.fao.org/site/339/Default.aspx> (accessed 4 May 2018).

Farrar J., Hawes M., Jones D., Lindow S. (2003) How roots control the flux of carbon to the

Finlay R., Söderström B. (1992) Mycorrhiza and carbon flow to the soil, in : M. Allen (Ed.), *Mycorrhizal Functioning*, Chapman & Hall, New York. Pp. 134–160.

Fiore-Donno AM, Martin F (2001). Populations of ectomycorrhizal *Laccaria amethystina* and *Xerocomus* spp. Show Contrasting colonization patterns in a mixed forest. *New Phytologist*, 152(3),533-542

Fortin J.A., Plenchette C., Piché Y., 2008. Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte. *MultiMonde Quae*. (Eds.), Québec, 131 p.

Franzini, V. I., Azcón, R., Mendes, F. L., et Aroca, R. (2010). Interactions between *Glomus* Species and *Rhizobium* strains affect the nutritional physiology of drought-stressed legume Hosts. *Journal of plant physiology*, 167(8), 614-619.

Garbaye J. (1994) Tansley Review No. 76 Helper bacteria : a new dimension to the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist* 128 :197-210. DOI : doi :10.1111/j.1469-8137.1994.tb04003.x.

Gaur P. M., Tripathi S., Gowda C.L.L., Ranga Rao G.V., Sharma H.C., Pande S. and Sharma M., 2010. Chickpea Seed Production Manual. Patancheru 502 324, AndhraPradesh, India : International CropsResearch Institute for the Semi-Arid Tropics.28 pp. Gene expression in tomato inoculated with virulent *Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici* The biocontrol strain *F. oxysporum* Fo47. *PhysiologicalMolecular Plant Pathology*, 73 : 9-15.

Gepts, P., W. D. Beavis, E. C. Brummer, R. C. Shoemaker, H. T. Stalker, N. F. Weeden, And N. D. Young. 2005. Legumes as a Model Plant Family. Genomics for food and Feed report of the cross-legume advance through genomics conference. *Plant Physiology* 137 :1228–1235.

Gianinazzi-pearson V. and Diem H.G., 1982. Endomycorrhizae in the tropics. In : *Microbiology of Tropical Soils and Plant Productivity* (Dommergues Y.R. and Diem H.G. Eds), Martinus Nijhoff / Dr Junk W. Publishers. Pp. 209-251. The Hague Boston London.

Glick B.R. (1995) The enhancement of plant growth by free-living bacteria. *Canadian Journal of Microbiology* 41 :109–117.

Graham J.H., Leonard R.T., Menge J.A. (1981) Membrane-Mediated Decrease in Root Exudation Responsible for Phosphorus Inhibition of Vesicular-Arbuscular Mycorrhiza Formation. *Plant Physiol.* 68 :548-552.

Gupta R. and Krishnamerthy K.V., 1996. Response of mycorrhizal and Nonmycorrhizal *Arachis hypogaea* to NaCl and acid stress. *Mycorrhiza*, 6 : 145-149.

Gupta S., Nadarajan N., Gupta D. S., 2014. Legumes in the OmicEra, Springer-Verlag New York, 348p.

Hamel C. (2007) Extraradical arbuscular mycorrhizal mycelia : shadowy figures in the soil, in : C. Hamel and C. Plenchette (Eds.), *Arbuscular mycorrhizae in crop production*, Haworth's Food Products Press, Binghampton ; New York. Pp. 1-36.

Hamel C., Neeser C., Barrantes-Cartín U., Smith D.L. (1991) Endomycorrhizal fungal species mediate ¹⁵N-transfer from soybean to corn in non-fumigated soil. *Plant and Soil* 138 :41-47.

Hampp R. and Wingler A., 1997. The role of mycorrhiza. A molecular approach to primary metabolism in higher Plants. In : C Foyer and WP Quick. Eds, Taylor & Francis, London, p. primary.

Harrison, M.J., van Buuren, M.L. (1995). From the mycorrhizal fungus *Glomus versiforme*. *Nature*, 378P. In Nadeem, S. M., Khan, M. Y., Waqas, M. R., Binyamin, R., Akhtar, S., Zahir, Z. A. (2017). *Arbuscular mycorrhizas : An overview*. In *Arbuscular Mycorrhizas and Stress Tolerance of Plants* (pp. 1-24). Springer, Singapore.

Hodge A., Campbell C.D., Fitter A.H. (2001) An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature* 413 :297-299.

Houngnandan, H. , Adandonon, A. , Adoho, T. , Bossou, L. , Fagnibo, A. , Gangnon, O. , Akplo, M. , Zoundji, C. , Kouèlo, F. , Zeze, A. and Houngnandan, P. (2022) Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi Species Associated with Soybean (*Glycine max* L. Merrill) in Benin. *American Journal of Plant Sciences*, 13, 686-701. doi: 10.4236/ajps.2022.135046.

ICRISAT, 2008. Pois chiche. www.mapageweb.umontreal.ca/bruneaua/simon/chapitre11legumineuses2.pdf. webmaster-icrisat@cgiar.org Chickpea Consulté le 4/7/2008.

ICRISAT,2008. Pois chiche. www.mapageweb.umontreal.ca/bruneaua/simon/chapitre11legumineuses2.pdf. webmaster-icrisat@cgiar.org Chickpea Consulté le 4/7/2008.

Iqbal, A., I.A. Khalil, N. Ateeq and M.S. Khan. 2006. Nutritional quality of important food legumes. *Food Chem.*, 97 : 331-335.

Jamil F. F., Sarwar M., Sarwar N., Khan J. A., Zahid M. H., Yousaf S., Haq I., 2010. Genotyping with RAPD markers resolves pathotype diversity in the *Ascochyta* blight and *Fusarium* wilt pathogens of chickpea in Pakistan. *Pakistan Journal of Botany*, 42(2) :1369-1378.

Johansen, A., Jensen, E.S. (1996). Transfer of N and P from intact or decomposing roots of Pea to barley interconnected by an arbuscular mycorrhizal fungus. *Soil Biology Biochemistry*, 28, 73-81.

Jones D.L., Hodge A., Kuzyakov Y. (2004) Plant and mycorrhizal regulation of rhizodeposition. *New Phytologist* 163 :459-480. DOI : doi :10.1111/j.1469-8137.2004.01130.x.

Jukanti A. K., Gaur P. M., Gowd C. L., Chibbar R. N., 2012. Nutritional quality and health benefits of chickpea (*Cicer arietinum* L.) : a review. *Br. J. Nutr.* 108, S11-S26.

Kabir Z., O'Halloran I.P., Fyles J.W., Hamel C. (1997) Seasonal changes of arbuscular mycorrhizal fungi as affected by tillage practices and fertilization : Hyphal density and mycorrhizal root colonization. *Plant and Soil* 192 :285-293.

Kerem Z., Lev-Yadun S., Gopher A., Weinberg P., Abbo S., 2007. Chickpea domestication In the Neolithic Levant through the nutritional perspective. *Journal of Archaeological Science*, 34(8) :1289-1293.

Kharkwal, M.C., Jain, H.K. and Sharma, B. (1988). Induced mutations for improvement Of chickpea, lentil, pea and cowpea. In *Improvement of Grain Legume Production Using Induced Mutations*. IAEA, VIENNA, STI/PUB/766 ISBN 92-0-111188-6. Pp : 89-109

Kloepper J.W., Leong J., Teintze M., Schroth M.N. (1980) Enhanced plant growth by siderophores produced by plant growth-promoting rhizobacteria. *Nature* 286 286l.

Kope H.H., Fortin J.A. (1989) Inhibition of Phytopathogenic Funig Invitro by Cell Free Culture Media of Ectomycorrhizal Fungi. *New Phytologist* 113 :57-63.

Kouas S., Louche J., Debez A., Plassard C., Drevon J.J., Chedly A., 2009. L'effet de la Carence en phosphore sur la phosphatase acide et des activités de phytases dans haricot Commun (*Phaseolus Vulgaris* L.) sous la fixation symbiotique de l'azote.

Krishna K R and Bagyaraj D J 1984 Phenols in mycorrhizal roots of *Arachis hypogea* ; *Experientia* 40 : 85-86.

Kucey R.M.N., Paul E.A. (1982) Carbon flow, photosynthesis, and N₂-fixation in mycorrhizal and nodulated faba beans (*Vicia faba* L.). *Soil Biology and Biochemistry* 14 :407-412.

Kumar J., Pratap A., Solanki R., Gupta D., Goyal A., Chaturvedi S., Nadarajan N., Kumar S., 2012. Genomic resources for improving food legume crops. *The Journal of Agricultural Science*, 150(03) : 289-318.

Lambers, H., Raven, J. A., Shaver, G. R., et Smith, S. E. (2008). Plant nutrient-acquisition Strategies change with soil age. *Trends in ecology & evolution*, 23(2), 95-103.

Laranjeira, S.; Reis, S.; Torcato, C.; Raimundo, F.; Ferreira, L.; Carnide, V.; Fernandes-Silva, A.; Marques, G. (2022). Use of Plant-Growth Promoting Rhizobacteria and Mycorrhizal Fungi Consortium as a Strategy to Improve Chickpea (*Cicer arietinum* L.) Productivity under Different Irrigation Regimes. *Agronomy* 2022, 12, 1383. <https://doi.org/10.3390/agronomy12061383>

- Larimer, A. L., Bever, J. D., et Clay, K. (2010).** The interactive effects of plant microbial Symbionts : a review and meta-analysis. *Symbiosis*, 51(2), 139-148.
- Lewis, G., Schrire, B., Mackinder, B., and Lock, M. 2005.** Legumes of the World. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- López-Bucio, J., Cruz-Ramírez, A., and Herrera-Estrella, L. (2003).** The role of nutrient Availability in regulating root architecture. *Curr. Opin. Plant Biol.* 6, 280–287. Doi :10.1016/S1369-5266(03)00035-9.
- LPWG, Legume Phylogeny Working Group, 2013.** Legume phylogeny and classification in the 21st century : progress, prospects and lessons for other species-rich clades. *Taxon* 62 : 217–248.
- Luc M., Sikora R. A., Bridge J., 1990.** Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical Agriculture, CAB International,
- Lynch J.M., Whipps J.M. (1990)** Substrate flow in the rhizosphere. *Plant and Soil* 129 :1-10.
- Mabood F., Gray E.J., Lee K.D., Smith D.L. (2006)** Exploiting inter-organismal chemical communication for improved inoculants. *Canadian Journal of Plant Science* 86 :951–966.
- Maatougui E. H., Bouznad Z., Labdi. M., 1996.** Chickpea in Algeria. Adaptation of
- MADR, 2014.** Annuaire statistiques du Ministère de l’Agriculture et du Développement Rural.
- Mansfeld-Giese K., Larsen J., Bodker L. (2002)** Bacterial populations associated with mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *FEMS Microbiology Ecology* 41 :133- 140. DOI : 10.1111/j.1574-6941.2002.tb00974.x.
- Marschner H. (1995)** Mineral nutrition of higher plants Academic Press, Inc, San Diego.
- Marschner P., Crowley D.E., Higashi R.M. (1997)** Root exudation and physiological status of a root- colonizing fluorescent pseudomonad in mycorrhizal and non-mycorrhizal pepper (*Capsicum annuum* L.). *Plant and Soil* 189 :11-20.
- Marschner P., Crowley D.E., Higashi R.M. (1997)** Root exudation and physiological status of a root-colonizing fluorescent pseudomonad in mycorrhizal and non-mycorrhizal pepper (*Capsicum annuum* L.). *Plant and Soil* 189:11-20.
- Marschner P., Timonen S. (2006)** Bacterial Community Composition and Activity in Rhizosphere of Roots Colonized by Arbuscular Mycorrhizal Fungi, in : K. G. Mukerji, et al. (Eds.), *Microbial Activity in the Rhizosphere*, Springer Berlin Heidelberg. Pp. 139-154.
- Marx M., Buegger F., Gattinger A., Zsolnay A., Munch J.C. (2007)** Determination of the fate of ¹³C labelled maize and wheat exudates in an agricultural soil during a short-term incubation. *European Journal of Soil Science* 58 :1175-1185. DOI : 10.1111/j.1365-2389.2007.00911.x.
- Meddich A., 1997 :** Ecophysiologie des mycorhizes à arbuscules des zones arides : Effet sur la croissance, la nutrition minérale et la tolérance du trèfle (*Trifolium Alexandrinum*) au stress hydrique. Thèse de 3^{ème} cycle présentée à l’Université Cadi Ayyad : 82 p.

Mekahlia, M. N. (2014). Dépendance mycorhizienne de l'olivier (*Olea europaea* L.) dans l'est Algérien et mycorhization contrôlée de la variété Ferkeni. Thèse de Doctorat, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie, 160p.

Merbach, W., E. Mirus, G. Knof, R. Remus, S. Ruppel, R. Russow, A. Gransee, and J. Schulze. 1999. Release of carbon and nitrogen compounds by plant roots and their possible ecological Importance. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 162 :373-383.

Meyer J.R., Linderman R.G. (1986) Selective influence on populations of rhizosphere or rhizoplane bacteria and actinomycetes by mycorrhizas formed by *Glomus fasciculatum*. *Soil Biology and Biochemistry* 18 :191-19

Miao Y. 2007. Effects of acute heat stress on meat quality and peroxidation in broilers fed different sources of fat. Master's Thesis. Chinese Academy of Agricultural Sciences ; Beijing : Châtaigner, J.M. et Duponnois, R. (2017). Les microorganismes du sol : des outils biologiques pour satisfaire les objectifs du développement durable (ODD). F.F.E. *Annales des Mines – Réalités industrielles*, 1 : 94 – 97.

Miller, R.M., Jastrow, J.D., Reinhardt, D.R. (1995). External hyphal production of vesicular-Arbuscular mycorrhizal fungi in pasture and tallgrass prairie communities. *Oecologia*. 103, 17–23. In Driai, S. (2016). Impact des polluants d'origine industrielle sur le développement des Champignons mycorhiziens à arbuscules, sur leur diversité et sur la viabilité microbienne des Sols des agro-écosystèmes du Nord-est algérien. Université BADJI MOKHTAR-ANNABA, 137P.

Morandi D., 1987. VA Mycorrhizae, Nematodes, Phosphorus and Phytoalexins on Soybean. In : *Mycorrhizae in the next decade, practical applications and research Priorities* (Sylvia D.M..

Morandi D., 1989. Effect of xenobiotics on endomycorrhizal infection and phytoalexin Accumulation in soybean roots. *Plants Physiology and Biochemistry* 27 (5) : 697-701.

Mousain, D., Matumoto-Pintro, P., Quiquampoix, H. (1997). Le rôle des mycorhizes dans la nutrition phosphatée des arbres forestiers. *Revue forestière française*, n° sp. : 67-81.

Muehlbauer, F. J., and Rajesh, P. N. (2008). “Chickpea a common source of protein and Starch in the semiarid tropics,” in *Genomics of Tropical Crop Plants*, Vol. 7, eds P. H. Moore and R. Ming (Berlin :Springer). 171–186.

Ndife, J., Abdulraheem, L., and Zakari, U. (2011). « Evaluation of the nutritional and sensoryquality of functionalbreadsproducedfromwholewheat and soya beanflourblends. » *African Journal of Food Science*, 5(8), 466-472.

Nehls U. 2008. Mastering ectomycorrhizal symbiosis: The impact of carbohydrates. *Journal of Experimental Botany*.1097–1108.

Nelson S.D., (1987). Rough and subsequent growth of woody ornamental softwood cuttings Treated with endomycorrhizal inoculum. *Journal of the American Society for Horticultural Science* , 112 (2) : 263 -266.

Neumann G. (2005) Rhizodeposition : Composition and Quantitative Aspects, Encyclopedia of Plant and Crop Science Taylor & Francis pp. 1-4.

Oihabi, A. (1991). Etude de l'influence des mycorhizes à vésicules et Arbuscules sur le Bayoud et la nutrition minérale du palmier dattier. Thèse de Doctorat d'Etat. Université Cadi Ayyad Marrakech, Maroc. 117p.

Olsson P.A., Thingstrup I., Jakobsen I., Bååth F. (1999) Estimation of the biomass of arbuscular mycorrhizal fungi in a linseed field. *Soil Biology & Biochemistry* 31 :1879-1887
Hamel C., Neeser C., Barrantes-Cartín U., Smith D.L. (1991) Endomycorrhizal fungal species mediate ¹⁵N-transfer from soybean to corn in non-fumigated soil. *Plant and Soil* 138 :41-47.

Osonubi O., Mulongoy K., Awotoye O., Atayese M.O. and Okali D.U., 1991. Effects of Ectomycorrhizal and VAM fungi on drought tolerance of four leguminous woody seedlings. *Plant and soil*, 136 : 131- 143.

Paillart, B. Peyrière, M. (2019). *Sous Terre : Bactéries et champignons en action.* Le Seuil

Paulitz T.C., Linderman R.G. (1991) Mycorrhizal interactions with soil organisms, in : D. K. Arora, et al. (Eds.), *Soil and Plant : Handbook of Applied Mycology.* , Marcel Dekker Inc., New York, USA. Pp. 77–129.

Perotto S., Bonfante P. (1997) Bacterial associations with mycorrhizal fungi : Close and distant friends in the rhizosphere. *Trends in Microbiology* 5 :496-501

Peterson, R. L., Massicotte, H. B., Melville, L. H. (2004). *Mycorrhizas : anatomy and cell biology.* NRC Research Press, 173P.

Pfeiffer M.C. and Bloss H.E., 1988. Growth and nutrition of guayule (*Parthenium Argentatum*) in saline soil as influenced by vesicular-arbuscular mycorrhiza and Phosphorus fertilization. *New Phytol.*, 108 : 315-321.

Plenchette, C., Clermont-Dauphin, C., Meynard, J. M., et Fortin, J. A. (2005). Managing Arbuscular mycorrhizal fungi in cropping systems. *Canadian Journal of Plant Science*, 85(1),31-40.

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 : limitations, progress, and a new hypothesis For its function. *Pedobiologia* 51 : 123-130.

Ramalho Ribeiro J.M.C. et Portugal Melo I.M., 1990. Composition and nutritive value of Chickpea. *CIHEAM, Options Méditerranéennes*, 9 :107-111.

Read, D.J. (1991). Mycorrhizas in ecosystems-nature's response to the law of the minimum, in : *Frontiers in Mycology.* D.L. Hawksworth, ed., CAB International, Wallingford, U.K. pp. 101-130. In Gupta, V., Satyanarayana, T., Garg, S. (2000). *General aspects of mycorrhiza.* In *Mycorrhizal biology* (pp. 27-44). Springer, Boston, MA.

- Redden R., Berger J., 2007.** 1 History and Origin of Chickpea. Chickpea breeding and management, Centre for Agriculture and Biosciences International, Pathol., 42 : 172–180.
- Rilling, J.K., Gutman, D.A., Zeh, T.R., Pagnoni, G., Berns, G.S., Kilts, C.D. (2002).** A neural basis for social cooperation. *Neuron*. 35, 395–405.
- Rosendahl C.N.** and Rosendahl S., 1991. Influence of VAM fungi (*Glomus* Spp.) on the response of cucumber (*Cucumis sativus* L.) to salt stress. *Environmental and Experimental Botany*, 31 (3) : 313- 318.a.
- Ruiz-Lozano J.M.,** Azcón R. and Gomez M., 1996. Alleviation of salt stress by Arbuscular *Glomus* species in *Lactuca sativa* plants. *Physiologia Plantarum*, 98 : 767-772.
- Ruiz-Lozano, J. M.,** et R. Azcón. (1995). Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal Plants as affected by the fungal species and water status. *Physiologia plantarum*, 95(3), 472-478.
- 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.
- 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.
- Sanjewa, W. T., Wanasundara, J. P., Pietrasik, Z., and Shand, P. J. (2010).** « Characterization of chickpea (*Cicer arietinum* L.) flours and application in low-fat porkbologna as a model system. » *Food Research International*, 43(2), 617-626.
- Saxena M.C., 1990.** Problems and potential of chickpea production in the nineties. In : chickpea in the nineties (eds. Van Rheenban, H.H. and SaxenaM.C.).*Proc.2ndIntl.Workshop on Chickpea Improvement*, pp.13-25. International CropsResearch Institute for the SemiAridTropics (ICRISAT). Patancheru, Andhra Pradesh, India.
- Saxena N.P., 1984.** Chickpea. In : Goldsworthy P.R., Fisher N.M. *The Physiology ofTropical Field Crops* : 419-452.
- Schachtman DP, Reid RJ, Ayling SM. 1998.** Phosphorus Uptake by Plants : From Soil to Cell. *Plant Physiology* 116, 447–453.
- Schenck N.C** and Kellan M.K., 1978. The influence of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizae on disease development. Gainesville, Univ. Florida, bulletin technique N° 789 : 16p.
- Schenck N.C** and Kellan M.K., 1978. The influence of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizae on disease development. Gainesville, Univ. Florida, bulletin technique N° 789 : 16p.
- Scheublin** et van der Heijden, 2006 ; Franzini et al., 2010) . Cependant, une méta-analyse par Larimeret al. (2010).
- Scheublin T.R.,** et Van Der Heijden M.G.A. (2006). Arbuscular mycorrhizal fungi colonize Non-fixing root nodules of several legume species. *New Phytologist*. 172 : 732-738.

Schreiner R.P., Mihara K.L., McDaniel H., Bethlenfalvay G.J. (1997) Mycorrhizal fungi influence plant and soil functions and interactions. *Plant and Soil* 188 :199-209.

Schreiner, R.P., G.J. Bethlenfalvay. (1995). Mycorrhizal interactions in sustainable Agriculture. *Critical Reviews in Biotechnology*. 15, 271-285.

Selosse A. and Le Tacon F., 1997. Des mycorhizes à l'origine de la flore terrestre. *J. Bot. Soc. Bot. Fr.*, 3 : 21-25.

Selosse, M. A., Le Tacon, F. (2001). Les stratégies symbiotiques de conquête du milieu terrestre par les végétaux. *L'Année Biologique*, 40, 3-20.

Shachar-Hill Y., Pfeffer P.E., Douds D., Osman S.F., Doner L.W., Ratcliffe R.G. (1995) Partitioning of Intermediary Carbon Metabolism in Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Leek. *Plant Physiol* 108 :7-15.

Shah, M. A. (2014) . Mycorrhizas: novel dimensions in the changing world. Springer India, 87P.

Shrestha, R., Neupane, R.K., Adhikari, N.P. (2011). Status and Future Prospects of Pulses In Nepal » Paper presented at the Regional Workshop on Pulse Production, Nepal Agricultural Research Council Kathmandu, Nepal, October 24-25.

Simon L, Bousquet J, Levesque RC, Lalonde M (1993) Origin and Diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence With vascular land plants. *Nature*, 363, 67–69.

Singh K.B., 1997. Chickpea (*Cicer arietinum* L). *Field Crops Research*, 53 : 161-170.

Singh R. K., Kumar D. P., Solanki M. K., Singh P., Srivastva A. K., Kumar S., Kashyap P. L., Saxena A. K., Singhal P. K., Arora D. K., 2013. Optimization of media components for chitinase production by chickpea rhizosphere associated *Lysinibacillus fusiformis* B-CM18. *J. Basic Microbiol* 53 :451-460.

Singh R., Jauhar P., 2005. Genetic resources, chromosome engineering, and crop Improvement : Grain Legumes, Volume 1. CRC Press, 390p.

Singh R., Jauhar P., 2005. Genetic resources, chromosome engineering, and crop Improvement : Grain Legumes, Volume 1. CRC Press, 390p.

Smith S.E. et Read D.J. (1997). Mycorrhizal symbiosis. Academic press, 2 nd eds. London. 605 pages.

Smith, S. E., Read, D. J. (2008). Mycorrhizal Symbiosis, Elsevier and Academic. New York, London, Burlington, San Diego, 787P. In Souza, T. (2015). Handbook of arbuscular mycorrhizal fungi. Cham : Springer, 153P.

Smith, S.E., Read, D.J. (1997) Mycorrhizal Symbiosis, 2 nd edn. Academic Press, London, 605P. In Gregory, P. J. (2008). Plant roots : growth, activity and interactions with the soil. John Wiley & Sons, 318P.

Smýkal, P., Coyne, C. J., Ambrose, M. J., Maxted, N., Schaefer, H., Blair, M. W., et al.(2015). Legumecropsphylogeny and geneticdiversity for science and breeding.Crit. Rev. Plant Sci. 34, 43–104.

St-Arnaud M., Elsen A. (2005) Interaction of Arbuscular Mycorrhizal Fungi with Soil-Borne Pathogens and Non-Pathogenic Rhizosphere Micro-Organisms, In *Vitro Culture of Mycorrhizas*. Pp. 217-231.

Sujatha, G., N. Jayabalan and B. R. Kumari. 2007. Rapid in vitro micropropagation of *Cicer arietinum* L. *HortScience*. 34(1) :1-5.

Tajini, F., Trabelsi, M. et Drevon, J.J., (2012) Combined inoculation with *Glomus Intraradices* and *Rhizobium tropici* CIAT899 increases phosphorus use efficiency for Symbiotic nitrogen fixation in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Saudi Journal of Biological Sciences* 19, 157–163.

Tang C ., Hinsinger P., Drevon J. J., Jaillard B. (2001a). Phosphorus deficiency Impairs early nodulefunctioning and enhances proton release in roots of *Medicago Truncatula* L. *Annals of Botany* 88 (1) :131-138.

Tang C., Hinsinger P.h., Jaillard B., Rengel Z and Drevon J.J. (2001b). Effect of Phosphorus deficiency on growth, symbiotic N₂ fixation and proton release by two bean (*Phaseolus vulgaris*) genotypes. *Agronomie* 21 : 683-689.

Tasei JN (1984) Légumineuses fourragères etProtéagineuses. In : *Pollinisation et produc-Tions végétales* (Pesson P, Louveaux J, eds)INRA, Paris, 261-308

Timonen S., Marschner P. (2006) *Mycorrhizosphere Concept*, in : K. G. Mukerji, et al. (Eds.), *Microbial Activity in the Rhizoshere*, Springer Berlin Heidelberg. Pp. 155-172.

Tisdall, J.M. (1991). Fungal hyphae and structural stability of soil. *Soil Research*. 29, 729–743. In Driai, S. (2016). *Impact des polluants d’origine industrielle sur le développement des Champignons mycorrhiziens à arbuscules, sur leur diversité et sur la viabilité microbienne des Sols des agro-écosystèmes du Nord-est algérien*. Université BADJI MOKHTAR-ANNABA, 137P.

Tisdall, J.M. (1994). Possible role of soil microorganisms in aggregation in soils. *Plant and Soil*. 159, 115–121. In Driai, S. (2016). *Impact des polluants d’origine industrielle sur le Développement des champignons mycorrhiziens à arbuscules, sur leur diversité et sur la viabilité Microbienne des sols des agro-écosystèmes du Nord-est algérien*. Université BADJI MOKHTAR-ANNABA, 137P.

Van Bol, V. (2000). *Azote et agriculture durable, approche systémique en fermes-pilotes*, UCL.

Van der Maesen L.J.G., 1987.Origin, history, and taxonomy of chickpea. P 11-34, du “the chickpea”,(Saxena M.C. et Singh K.B., eds), UK.

Van der Maesen L.J.G., 1987.Origin, history, and taxonomy of chickpea. P 11-34, du “the chickpea”,(Sabena M.C. et Singh K.B., eds), UK.

Vance, C. P., Uhde-Stone, C., and Allan, D. L. (2003). Phosphorus acquisition and Use : critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. *New Phytol.* 157, 423–447. Doi : 10.1046/j.1469-8137.2003.00695.x.

Vanier P., 2005. Le pois chiche au fil du temps : Usages culinaires, Conservation, Jardinage biologique et écologique et environnement. Institut des nutraceutiques et des aliments fonctionnels (INAF), Université Laval .

Wang B. et Qiu Y.L. (2006). Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land Plants. *Mycorrhiza*, 16 (5) :299-363.

Warude et al. Detection of seed borne myco-flora associated with chickpea *Int J Pure Appl Biosci* (2016).

Winch T., 2006. Growing Food. A guide to Food Production. Eds. Springer,

Wright, S.F., Upadhyaya, A. (1998). A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a

Xiao, T., Yang, Q., Ran, W., Xu, G. et Shen, Q. (2010). Effect of inoculation with Arbuscular Mycorrhizal Fungus on Nitrogen and Phosphorus utilization in Upland Rice-Mungbean Intercropping system. *Agricultural Sciences in China* 9(4) : 528-535.

Zaghouane O., 1997. La situation et les perspectives de développement des légumineuses alimentaires en Algérie. *Revue céréaliculture*, n°30. Août 1997.

Zhou, K., Slavin M., Lutterodt H., Whent M., Eskinz M. and Yu L. (2013). « Cereals and legumes : Biochemistry of Foods ». Elsevier, 46.

Zine-Zikara F., Bouzid L., Yekkour A. (2015). Le pois chiche en Algérie : situation, Potentialités et perspectives. *Recherche Agronomique* 27 : 35-47.

Sources : photo (a) <https://booksofdante.files.wordpress.com>, photo (c)

<https://fr.depositphotos.com>,

Photos (b, d et e) <https://www.feedipedia.org>