

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPARIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOU D MAMMERI DE TIZI OUZOU
DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET AGRONOMIQUES



Mémoire de fin d'étude



En vue de l'obtention du diplôme de master 2 en science agronomique

Spécialité : Sol, Plante, Environnement.

Option : Sciences agronomiques

L'association symbiotique chez le haricot commun (*Phaseolus vulgaris L.*)

Présenté par : M^{me} SALHI Amina

Soutenu le 30/09/2018

Devant les jurys :

Présidente : M ^{me} OMOURI O.	(M.A.A à UMMTO).
Promotrice : M ^{me} ALKAMA N.	(M.C.A à UMMTO).
Co promotrice : M ^{me} TOUATI Z.	(Doctorante).
Examinatrice : M ^{me} OMARI O.	(M.A.B à UMMTO).
Examinatrice : M ^{me} ISSAOUN D.	(Doctorante).

Promotion : 2017/2018

Remerciements

Tout d'abord, nous tenons à remercier DIEU, le tout puissant de nous avoir accordé santé et courage pour accomplir ce travail ;

Je tiens à remercier ma promotrice madame ALKAMA N. Maitres de conférences classe (B) l'UMMTO d'avoir accepté de m'encadrer, et d'avoir corrigé mon travail, ainsi que pour sa patience et son encouragement à finir ce travail. Sa critique m'a été précieuse pour structurer le travail et pour améliorer la qualité des différents chapitres.

J'exprime mon profond remerciement à ma Co-promotrice madame TOUATI Z. Doctorante pour l'aide précieuse qu'elle m'a apporté et leur orientation.

Je tiens à exprimer mon remerciement aux membres de jury :

Madame OMOURI O. Maitre assistante classe A à l'UMMTO d'avoir accepté d'évaluer et d'examiner mon travail et de m'avoir fait l'honneur de présider le jury.

Madame OMARI O. Maitre assistante classe A à l'UMMTO d'avoir accepté d'évaluer et d'examiner mon travail.

Madame ISSAOUNE D. Doctorante d'avoir accepté d'évaluer et d'examiner mon travail et pour son aide.

Un grand merci pour les ingénieurs de notre laboratoire ainsi que Mme TIBICHE pour son aide.

A tout ceux qui ont contribué de près comme de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Je dédie ce travail:

A mes très chères parents, en témoignage de ma reconnaissance pour leur amour, soutien et encouragement. Je n'oublierai jamais leurs patiences et compréhension envers moi, et l'aide qu'ils m'ont portée pour faciliter la tâche. Que Dieu les garde et protège.

A mon cher mari Redouane pour ses précieux conseils et orientations, ainsi qu'à toute sa famille.

A mes chères sœurs Noura, Djamila, Sara.

A mon frère Mohamed

A mes très chères amies en particulier Sabrina, Nora, Yamna, et tout la promotion de science du sol en master 2.

Amina

Liste des abréviations

C : Contender

CE : conductivité électrique

Cm : centimètre

CMA : champignons mycorhiziens à arbuscules

Dj : Djadida

DES : dark septal endophytes

E : échantillon

FAO : Organisation des Nations unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

FSN : fixation symbiotique de l'azote

h : heures

Ha : hectare

ITGC :

MADR : Ministère de l'Agriculture et de Développement Rural

Mt : millions de tonnes

Myco : mycorhization

µm : micromètre

Nod : nodulation

P : probabilité

PGPB: plant growth promoting bacterial

pH: potential d'hydrogène

t: témoin

T : Tema

Listes des figures

Figure 1: Cycle de développement de la culture du <i>Phaseolus vulgaris</i> (Diaw, 2002).....	03
Figure 2 : Différentes étapes de l'établissement de la symbiose rhizobia-légumineuse.....	08
Figure 3 : Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine..	12
Figure 4 : Structures caractéristiques des champignons mycorhiziens arbusculaires.	15
Figure 5 : Les graines des trois variétés de haricot commun utilisées.....	23
Figure 6 : Les sites de prélèvement des échantillons de sol.....	24
Figure 7 : Photo de dispositif utilisé pour le semis.....	26
Figure 8 : Schéma de dispositif utilisé.....	26
Figure 9 : Photo qui représente le dispositif de notre expérimentation.....	27
Figure 10 : Conservation des nodules.....	27
Figure 11 : Echelle d'intensité de colonisation du cortex racinaire.....	31
Figure 12 : les variations de la matière fraîche aérienne en fonction des sols et des variétés de haricot commun	33
Figure 13 : les variations de la matière sèche aérienne en fonction des sols et des variétés de haricot commun.....	34
Figure 14 : les variations de nombre des nodules en fonction des deux sols et les variétés de haricot commun.....	35
Figure 15 : Les variations des taux de colonisation des mycorhizes en fonction des deux sols E8 et E9 et les trois variétés cultivés.....	36
Figure16: Les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété El Djadida à G x 40(A, B et C représentent les échantillons observés avec 1, 2, 3 et 4 représente respectivement, vésicule, arbuscule, spore et les endophyte).....	37
Figure 17 : Les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Contender à G x 40(A, B et C représentent les échantillons observés avec 1, 2 et 3 représente respectivement, vésicule, arbuscule et les endophyte).....	38
Figure 18: Les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Tema à G x 40(A, B et C représentent les échantillons observés avec 1, 2 et 3 représente respectivement, vésicule, arbuscule et les endophyte)	38
Figure 19 : Les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Tema à G x 40(A, B représentent les échantillons observés avec 1 et 2 représente respectivement, vésicule, et l'endophyte).....	38

Listes des figures

Figure 20 : Les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété El Djadida à G x 40(A, B représentent les échantillons observés avec 1 et 2 représente respectivement, vésicule, et les endophyte).....39

Figure 21 : Les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Contender à G x 40(A, B représentent les échantillons observés avec 1 et 2 représente respectivement, vésicule et les endophyte).....39

Liste des tableaux

Tableau 1. Répartition des groupes de haricots dans le continent américain.....	1
Tableau 2. La production nationale en haricot	4
Tableau 3. Résultats d'analyse granulométrique.....	32
Tableau 4. Résultats des analyses chimiques de sol	33

SOMMAIRE

Dédicace

Remerciement

Liste d'abréviation

Liste des tableaux

Liste de figure

Introduction.....1

Chapitre I : Synthèse bibliographique

1. Le Haricot.....	3
1.1 Classification.....	3
1.2 Caractéristiques agro-morphologiques.....	4
1.3 Cycle végétatif	4
1.4 Importance de la culture du haricot.....	5
1.5 Production du haricot en Algérie.....	6
2. Les associations symbiotiques légumineuses.....	7
2.1 La symbiose.....	7
2.2 La symbiose rhizobium-légumineuse.....	8
2.2.1 Le rhizobium.....	8
2.2.2 Nodulation.....	9
2.2.3 Spécificité symbiotique.....	9
2.3 La symbiose mycorhizienne.....	10
2.3.1 Les différents types des mycorhizes.....	11
2.3.1.1 <i>Les mycorhizes à arbuscules</i>	13
2.3.1.2 <i>Structure des champignons mycorhiziens à arbuscules</i>	14
2.3.1.3 <i>Cycle de vie des champignons mycorhiziens à arbuscules</i>	15
2.3.2 La physiologie des mycorhizes	16
2.4 Les organismes endophytes.....	16
2.4.1 Définition d'un organisme endophyte.....	16
2.4.2 Interaction plante endophyte	17
2.4.3 Les interactions plante-endophyte et leurs effets.....	19

Chapitre II : Matériel et méthode

1. Objectif de l'expérimentation.....	21
2. Matériel biologique.....	21
2.1 Matériel végétale.....	21
2.2 Le sol.....	21
3. Le dispositif d'expérimental.....	22
3.1 La mise en place.....	22
3.1.1 Essai.....	22
3.1.2 Récolte.....	23
4. Analyses de sol et de végétal	26
4.1 Analyses de sol	26
4.1.1 Analyse granulométrique	26
4.1.2 Le pH	26
4.1.3 Conductivité électrique (C.E)	26
4.1.4 Calcaire total (CaCO ₃ t).....	27
4.1.5 Le carbone et la matière organique.....	27
4.2 Analyse de végétal	27
4.2.1 Analyses biométriques.....	27
4.2.1.1 Détermination du taux de nodulation.....	27
4.2.1.2 Evaluation de la biomasse aérienne	28
4.2.1.3 Observations microscopiques.....	28
5. Analyses statistiques.....	29

Chapitre III : Résultats et discussions

1. Analyse du sol.....	30
1.1 Analyse granulométrique.....	30
1.2 Résultats des analyses chimiques.....	30
2. Analyse biométrique.....	31
2.1 La biomasse aérienne fraîche.....	31
2.2 La biomasse aérienne sèche.....	32
2.3 Le nombre de nodules	33

2.4 Taux de mycorhization	34
3. Etude microscopique.....	35
3.1 Taux de colonisation symbiotiques.....	35
3.1.1 Sol biologique(E8).....	35
3.1.2 Sol intensif (E9).....	38
4. Discussion des résultats.....	39

Conclusion et perspective

Référence bibliographique

Annexe

Résumé

Introduction

Les légumineuses alimentaires constituent une composante essentielle pour la nutrition humaine et animale ainsi que pour le maintien des systèmes de production dans les zones arides et semi arides. Les légumineuses représentent une famille ayant une grande importance économique (ROCHESTER *et al.*, 2001).

Là où se développent des légumineuses, les rhizobia du sol établissent une symbiose avec la légumineuse hôte (GILLER, 2001).

La symbiose légumineuse rhizobia est un processus indispensable à la plante pour acquérir l'azote sous forme réduite, mais aussi aux rhizobia pour obtenir les nutriments nécessaires à leur développement. Le végétal fournit des matières nutritives à la bactérie, celle-ci capte l'azote atmosphérique qui sera assimilé par la plante hôte (RAVEN *et al.*, 2000).

Grâce à cette symbiose une importante économie d'engrais azotés peut être réalisée. A titre d'exemple, au Brésil l'inoculation du soja (*Glycine max L.*) aux champs fournit jusqu'à 300 kg de N/ha, ce qui entraîne des économies d'engrais azotés estimés à 3 milliards de dollars (SANTOS *et al.*, 2006). L'établissement de la symbiose entre le rhizobia et la plante légumineuses est un phénomène complexe. L'interaction symbiotique entre les bactéries rhizobia et les plantes de la famille des Légumineuses se traduit par la formation d'organes spécifiques, appelés nodules ou nodosités, où les bactéries sous leur forme différenciées, fixent et réduisent l'azote moléculaire en ammoniac (PERRY *et al.*, 2004).

L'haricot faisant partie des légumineuses favorise le développement des mycorhizes qui améliorent la nutrition phosphatée des plantes lors d'une carence en P, et augmente le degré d'infection des autres plantes par ces microorganismes (SMITH & READ, 2008). Au delà d'une amélioration de la nutrition phosphatée des cultures, les mycorhizes semblent jouer d'autres rôles dans les agro systèmes: blocage des métaux au niveau des hyphes dans les sols pollués, amélioration de la nutrition en micro éléments et en N des cultures, de la résistance de la plante au stress hydrique et aux maladies, et de la stabilité structurale des sols (SMITH & READ, 2008).

Les champignons ayant la capacité de s'associer aux racines des plantes pour former cette symbiose sont connus sous le nom de champignons mycorhiziens et l'organe formé entre les deux partenaires au cours de cette association symbiotique porte le nom de mycorhize

(PLENCHETTE, 2005). Il s'agit d'une relation mutuellement bénéfique grâce à laquelle chaque partenaire optimise son développement.

L'objectif principale de notre travail est de vérifier si les variétés de haricot étudiées (Contender, Tema, El Djadida) sont capables de contracter une symbiose dans deux sols contrastés (intensif et biologique), et quelles seraient les différentes symbioses et quel sol donnerait de meilleurs résultats de points de vue association symbiotique ?

Notre hypothèse de départ serait de supposer que le haricot comme les autres herbacées entre en symbiose avec les mycorhizes en plus de la nodulation, et que cette symbiose serait faible dans le sol intensif comparé au sol biologique.

Notre travail a été conçu de la façon suivante :

- ✓ Une introduction justifiant notre intérêt sur l'association symbiotique
- ✓ Un premier chapitre a été consacré à la synthèse bibliographique sur les associations symbiotiques telles-que les mycorhizes, rhizobia, et les endophytes
- ✓ Un deuxième chapitre concerne le matériel et les méthodes d'analyses qui se sont déroulés au niveau du laboratoire.
- ✓ Enfin, un troisième chapitre a regroupé les résultats obtenus.
- ✓ En conclusion, une série de réflexions scientifiques et de perspectives sont proposées pour divers domaines concernant l'effet des paramètres symbiotiques sur les paramètres de croissances chez le haricot.

LA SYNTHSE

BIBLIOGRAPHIQUE

1. LE HARICOT

Le haricot commun et les haricots du genre *Phaseolus*, sont originaires d'Amérique centrale et d'Amérique du Sud. Le haricot commun a été domestiqué indépendamment en Amérique centrale (Mexique et Guatemala) et dans les Andes d'Amérique du Sud (principalement le Pérou) pendant plus de 5000 ans et ensuite transporté vers d'autres continents depuis le 16^{ème} siècle (BERNAL et GRAHAM, 2001). De nos jours, il a une importance considérable, en particulier en Amérique du Sud et en Afrique. L'espèce est bien établie dans de nombreux pays africains où elle a été introduite par les Portugais au 20^{ème} siècle, et c'est dans la région des grands lacs d'Afrique centrale que sa culture est la plus intensive (WORTMANN *et al.*, 1998; NYABYENDA, 2005). Le tableau 1 représente la répartition du haricot dans le continent américain.

Tableau 1. Répartition des groupes de haricots dans le continent américain

Groupes	Répartition des groupes dans le continent américain
Pool mésoaméricain	Colombie, Equateur et le nord du Pérou.
Pool andin	De l'Argentine jusqu'à l'Equateur.
Pool intermédiaire	Situé en Colombie.

Source : (VADEZ, 1996)

1.1 Classification

Le genre *Phaseolus* se classe dans la sous-tribu des *Phaseolinae*, tribu des *Phaseoleae*, famille des *Fabaceae* et ordre des Fabales. Selon l'APG (2003) on attribue au haricot la classification suivante:

Classification classique

Règne : *Plantae*.

Sous règne : *Tracheobionta*.

Division : *Magnoliophyta*.

Classe : *Magnoliopsida*.

Sous classe : *Rosidae*.

Ordre : *Fabale*.

Famille : *Fabaceae*.

Genre : *Phaseolus*.

Espèce : *Phaseolus vulgaris*.

Classification phylognétique

Clade : *Angiospermes*.

Clade : *Dicotylédones vraies*.

Clade : *Rosdées*

Clade : *Fabidées*.

Ordre : *Fabale*.

Famille : *Fabaceae*.

Genre : *Phaseolus*.

Espèce : *Phaseolus vulgaris*.

1.2 Caractéristiques agro-morphologiques

Le haricot est une plante herbacée annuelle à croissance déterminée ou indéterminée (LAUMONNIER, 1979). A la germination, la plante est généralement à racines pivotantes mais peu après des racines adventives longues de 10 à 15 cm qui se développent sur toute la racine principale. Les fleurs sont portées en grappes axillaires et terminales. Elles sont zygomorphes composées de deux pétales en carène, deux pétales latéraux ailés et un pétale standard disposé extérieurement. La couleur de la fleur est généralement indépendante de celle des graines, mais l'association entre fleurs particulières et couleur des graines est connue (DIAW, 2002). Chez le haricot, la durée des stades de développement varie considérablement en fonction de la variété et des conditions environnementales (ADAMS *et al.*, 1985).

1.3 Cycle végétatif

Chez le haricot, le cycle de végétation se déroule pendant les périodes les plus chaudes de l'année. La durée des stades de développement varie considérablement selon les variétés. En climat méditerranéen le semis s'effectue à partir de la fin avril allant jusqu'à fin mai. Le haricot est une plante très sensible au froid. Les fortes chaleurs de plus de 32 °C sont préjudiciables, faisant avorter les fleurs (DIOUF., 1997). Les graines semées germent au bout de 5 à 7 jours alors que la floraison s'effectue entre 24 et 42 jours après le semis selon les conditions climatiques, sa durée est de 5 à 30 jours. Le remplissage des graines dure de 23 à 50 jours, la maturation des graines dure de 60 à 130 jours et qui varie considérablement selon les variétés. La nodulation apparaît 15 à 30 jours après le semis (DIAW, 2002).

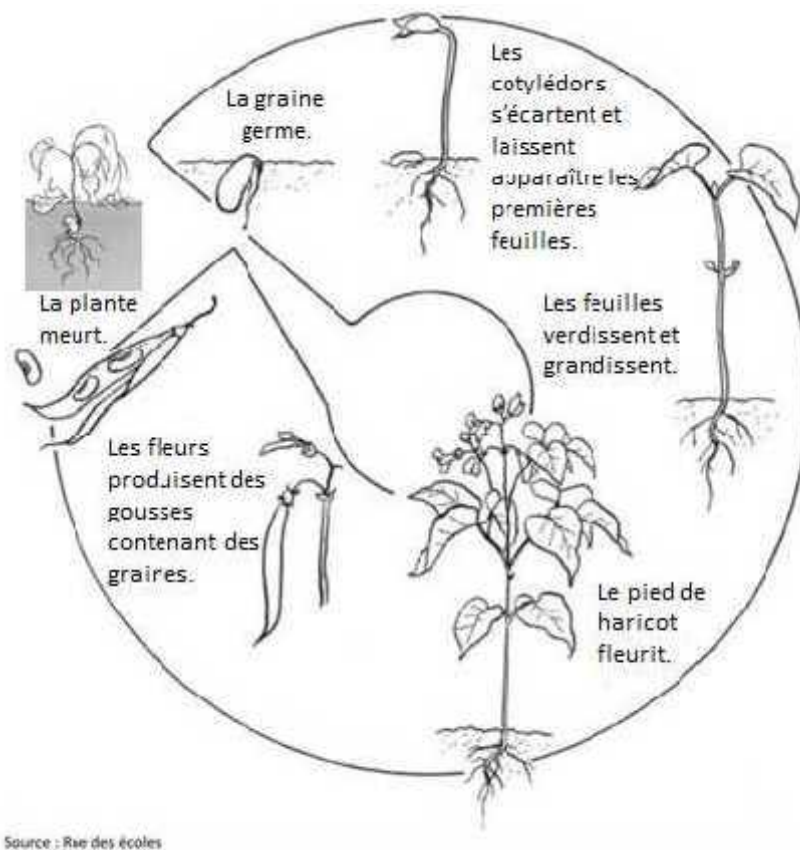


Figure 1: Cycle de développement de la culture du *Phaseolus vulgaris* (DIAW, 2002)

1.4 Importance de la culture du haricot

La culture du haricot est destinée à la consommation humaine (les gousses ou graines sont consommées à l'état frais ou les graines à l'état sec) et à l'alimentation des animaux (les résidus de cultures : tiges et gousses). En effet, le haricot constitue un aliment de base pour près de 500 millions d'êtres humains de part sa richesse en protéines (25% environ) (PUJOLA *et al.*, 2007).

Sur le plan agronomique et en tant que légumineuse, le haricot peut s'intégrer dans les systèmes de production biologique qui utilisent la bio-fertilisation. A cet effet, il est utilisé avec d'autres légumineuses dans les systèmes des rotations et d'associations culturales avec d'autres cultures notamment les céréales dans le but d'assurer la meilleure efficacité d'utilisation des ressources en azote (CANADO *et al.*, 2003). Le haricot en tant que légumineuse:

- ✓ Possède un système de fixation symbiotique de l'azote plus performant, du fait qu'il associe cette fixation à la photosynthèse (Pochon, 1981);
- ✓ Constitue un bon précédent cultural dans la rotation, comme il peut bien s'installer après les Solanacées, les Cucurbitacées et les Brassicacées et il donne

un meilleur rendement si il est cultivé après l'orge, le blé ou le maïs (CANADO *et al.*, 2003);

- ✓ Apporte des masses importantes de résidus fermentescibles pouvant activer la vie microbienne du sol (Abdenour, 1982).

1.5 Production du haricot en Algérie

Le tableau 2 montre qu'il ya une augmentation remarquable des superficies destinées à la culture du haricot vert. La production varie indépendamment de 255230 quintaux à 450964 quintaux. Cette variation est accompagnée par des fluctuations imprévisibles des rendements de 42,60 q/ha en 2000 à 50,6 q/ha en 2009, avec un pic enregistré en 2003 de 60,44 q/ha.

Tableau 2. La production nationale en haricot

Année	Haricot vert			Haricot sec		
	Superficie (ha)	Production (qx)	Rendement (qx/ha)	Superficie (ha)	Production (qx)	Rendement (qx/ha)
2000	5990	255230	42,6	1280	4190	3,27
2001	6000	295270	49,21	1180	7340	6,22
2002	6400	29700	46,48	1190	8640	7,26
2003	6730	406810	60,44	1560	10960	7,02
2004	7530	411000	54,55	1992	15810	7,93
2005	6928	332650	48,1	9240	6660	5,52
2006	7766	355076	45,72	1496	9145	6,11
2007	8532	413220	48,4	1394	9170	6,6
2008	8622	401208	46,5	1040	5441	5,2
2009	8918	450964	50,6	1616	11588	7,2

Source : (FAO.STAT, 2011)

La culture du haricot peut jouer un rôle important dans les systèmes agricoles en Algérie, bien que sa production reste marginalisée en raison de la faiblesse et de la grande instabilité des rendements dus au déficit hydrique et à la déficience en phosphore, qui caractérisent la plupart des zones méditerranéennes particulièrement les zones de

cultures potentielles du haricot en Algérie (eg. ALKAMA, 2010).

2. Les associations symbiotiques légumineuses

2.1 La symbiose

Le mot symbiose fut utilisé pour la première fois par l'allemand FRANK (1877) pour qualifier la coexistence d'organismes différents. Les symbioses mutualistes, où les partenaires coexistent activement d'un point de vue physiologique, écologique et reproductif (HARLEY, 1989) furent pendant longtemps jugées peu importantes dans les processus écologiques (LAMBERS et al, 2009).

La Symbiose est un terme signifiant «vivre ensemble». Il décrit une relation écologique entre deux organismes d'espèces différentes qui sont en contact direct l'un avec l'autre. Chacun des deux organismes est appelé symbionte ou symbiote.

Exemples de relations symbiotiques mutualistes

Voici quelques exemples de symbioses :

- **La symbiose rhizobienne** : les racines des légumineuses possèdent des nodosités ou nodules qui abritent des bactéries symbiotiques. Les bactéries fixent l'azote qui est utilisé par la plante et celle-ci fournit des glucides pour les bactéries.
- **La symbiose mycorhizienne** entre des plantes et des champignons.
- Dans les coraux, avec les zooxanthelles, des algues qui réalisent la photosynthèse. Les algues apportent de l'oxygène et des nutriments au corail, qui en retour lui fournit une protection et ses déchets qu'elle peut réutiliser. La perte des algues symbiotiques conduit au blanchissement du corail. Le stress, les changements climatiques ou la pollution sont responsables du blanchissement des coraux.
- Les lichens, qui associent un champignon et une algue.

2.2 La symbiose rhizobium-légumineuse

La symbiose rhizobium-légumineuse, décrite pour la première fois par FRANK (1889), présente un modèle d'étude d'association entre eucaryote et procaryote. Elle présente un intérêt agronomique considérable. En effet, l'azote minéral du sol, principale ressource azotée des plantes est, dans le cas des plantes cultivées, fourni principalement par des engrais chimiques qui posent des problèmes de pollution, en particulier des nappes phréatiques par le lessivage des nitrates. La symbiose permet l'enrichissement naturel du sol en azote et la réduction des apports d'engrais.

L'azote fixé par la symbiose est restitué au sol après la décomposition de la matière végétale (racines, nodules, parties aériennes), ou via les déjections des animaux ayant pâture (NDIAYE, 1996). Les légumineuses sont traditionnellement utilisées comme fourrage.

2.2.1 Le rhizobium

Le Rhizobium est un genre bactérien fixateur d'azote associé aux légumineuses. Le « Rhizobia » est un terme qui a été donné aux bactéries du sol qui sont capables d'induire des nodules sur les légumineuses, et de fixer l'azote atmosphérique en symbiose. Ce terme « rhizobia » est dérivé du nom du genre Rhizobium (ZAKHIA *et al.* 2004).

L'histoire des rhizobia commence au XIX^{ème} siècle, quand BEIJERINCK (1888) et FRANK (1889) regroupent toutes les bactéries isolées de nodosités de racines de légumineuses dans le genre Rhizobium (DOMERGUE, 2006).

a. Caractéristique

Les Rhizobiums sont classés selon deux groupes suivant leurs caractéristiques de croissance (RABARY, 1993) :

- Les Rhizobiums à croissance rapide, parmi lesquels appartient le Rhizobium Phaseoli, qui est la bactérie nodulant le haricot. Leur temps de germination est de 2 à 4 heures. Et ils se déplacent grâce à 2 ou 3 flagelles péritriches ;
- Les Rhizobiums à croissance lente, leur temps de germination est de 6 à 7 heures.

Leur moyen de locomotion est un flagelle unique subpolaire. On appelle aussi ces bactéries des Bradyrhizobium.

Les Rhizobiums sont très aérobies et donc facile à cultiver. Leurs milieux de cultures doivent comporter une source de carbone, d'azote, des vitamines et des éléments minéraux (RABARY, 1993).

b. Morphologie, Biologie et écologie

D'un point de vue morphologique et microscopique, les rhizobiums se présentent sous forme de bâtonnets Gram négatif, mobiles (grâce à un flagelle polaire ou subpolaire ou 2 à 6 flagelles péritriches), avec des dimensions approximatives de 0,5 à 0,8 μm de largeur et 1,3 à 3,0 μm de longueur. Ils se développent facilement dans un milieu de culture proche de la neutralité avec une source de carbone et une source d'azote, à une température optimale de croissance de $28 \pm 2^\circ\text{C}$ (FATIMA, 2008)

2.2.2 Nodulation

La nodulation est considérée comme la première caractéristique de l'association symbiotique qui est strictement contrôlée par des mécanismes d'autorégulation interne de la plante hôte (LOHAR *et al*, 2009). En présence des rhizobia, la plante émet des signaux par la production de flavonoïdes qui stimulent la sécrétion des facteurs *Nod* par les rhizobia (HOLSTERS, 2002).

Chez les légumineuses deux types de nodules peuvent être distingués suivant la persistance ou non du méristème. Les nodules à croissance indéterminée ont généralement un mode de croissance continue et les étapes de développement du nodule sont séparées dans l'espace et non dans le temps (NAP ET BISSELING 1990). Ce type de nodules est caractéristiques des espèces des climats tempérés tels que *Medicago*, *Pisum*, *Vicia* et *Trifolium*. Par contre, les nodules à croissance déterminée sont observés chez les espèces tropicales (*Lotus*, *Glycine*, *Vigna* et *Phaseolus*). Ces nodules sont originaires d'un méristème qui détermine sa croissance durant une période de temps limitée. Cependant, les étapes de développement nodulaire sont séparées dans le temps (NAP et BISSELING, 1990).

2.2.3 Spécificité symbiotique

La symbiose légumineuses – rhizobium est très spécifique, un Rhizobium donné n'est capable d'effectuer une symbiose fixatrice d'azote que si l'autre partenaire appartient à son spectre d'hôte. Les amplitudes des spectres des légumineuses et des rhizobia sont très variables, en effet, on trouve des associations très spécifiques pour le partenaire bactérien, tel que *Azorhizobium caulinodans* qui ne s'associe qu'avec *Sesbania rostrata* (DREYFUS et COL, 1988), alors que cette même légumineuse possède d'autres partenaires bactériens (*Sinorhizobium saheli* et *S. teranga*.) (BOIVIN et al 1997).

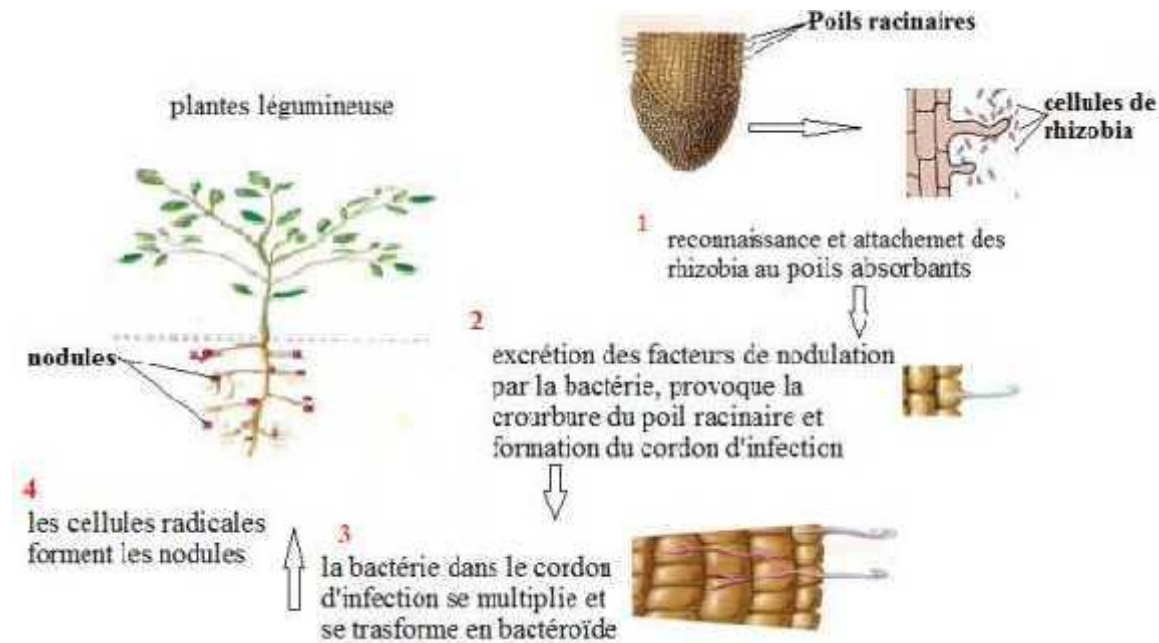


Figure 2 : Différentes étapes de l'établissement de la symbiose rhizobia-légumineuse.

Cette spécificité serait contrôlée par les lectines de l'hôte qui reconnaissent certains glucides des parois bactériennes (LARPENT, 1985; MARIE *et al.*, 2001; DEAKIN et BROUGHTON, 2009). Les lipopolysaccharides sont un des composés minoritaires de la membrane bactérienne externe qui jouent aussi un rôle important dans la spécificité rhizobia légumineuses (JONES *et al.*, 2007).

Cette spécificité symbiotique est en relation avec la composition des exsudats racinaires qui est intimement liée à l'espèce, rendant la rhizosphère plus spécifique et favorable à ses partenaires symbiotiques (SHARMA *et al.*, 2004).

2.3 La symbiose mycorhizienne

Le terme de mycorhize vient de «*mukés*» qui veut dire *champignon* et de «*rhizo*» qui veut dire *racine*.

Les mycorhizes sont des symbioses entre les racines des végétaux et les mycéliums des champignons. Les mycorhizes sont très répandues dans la fructification des champignons.

De façon classique, les mycorhizes se séparent en trois groupes :

- les ectomycorhizes
- les endomycorhizes
- les ectendomycorhizes

2.3.1 Les différents types de mycorhizes

D'après la morphologie de l'organe résultant de l'association plante – symbiote fongique, différents types de mycorhizes sont distingués. Les mycorhizes à arbuscules, les mycorhizes orchidoïdes et les ectomycorhizes sont les plus fréquentes et les plus étudiées. Les mycorhizes à arbuscules sont les plus primitives et les plus répandues dans les écosystèmes naturels et cultivés (TEDERSOO *et al.*, 2010). Les mycorhizes à arbuscules seraient à l'origine des autres types de symbiose mycorhizienne et coïncideraient avec celle des végétaux terrestres il y a 450 millions d'années (WANG et QIU, 2006).

A. Les ectomycorhizes :

Les ectomycorhizes (ou mycorhizes externes) ne concernent que 5 % des plantes vasculaires, en majorité des arbres des forêts tempérées et boréales et des champignons de la division des **Ascomycètes** des **basidiomycètes** ou des **zygomycètes**. Ce type de champignon rencontre essentiellement sur les racines des espèces ligneuses.

Ces mycorhizes ne pénètrent pas à travers des parois cellulaires à l'intérieur des cellules de la plante, mais entourent simplement les racines, formant un manteau de mycélium et un réseau entre les parois des cellules de la racine. Le champignon s'associe d'abord aux racines fines à croissance déterminée, dépourvues de poils absorbants. Puis, il enveloppe la racine d'un manteau d'hyphes, le manchon mycorhizien. D'autres hyphes croissent entre les cellules dans la partie externe du parenchyme cortical, formant ainsi l'interface symbiotique ou « *réseau de Hartig* ». La symbiose modifie la physiologie de la racine mycorhizée : elle se renfle, cesse de croître et peut se ramifier de façon abondante. La coiffe et le méristème apical sont alors réduits.

B. Les ectendomycorhizes

Il arrive que les ectomycorhizes et les endomycorhizes soient présents en même temps sur une racine, on parle alors d'ectendomycorhizes, le premier type est minoritaire et concerne surtout les arbres, le second est majoritaire et concerne presque tous les végétaux. Ils montrent simultanément, un manteau réduit ou absent qui possède un réseau de Hartig bien développé, des structures des ectomycorhizes et des hyphes qui pénètrent dans les cellules racinaires, des structures des endomycorhizes.

C. Les endomycorhizes

Les champignons endomycorhiziens (ou mycorhizes interne) ne sont pas spécifiques et sont normalement associés aux plantes comme les plantes forestières agricoles et horticoles. (Affectent près de 90 % des espèces végétales).

Ces symbiotes à colonisation intracellulaire corticale, forment des arbuscules (sont des structures de transfert entre le champignon et la plante hôte), des vésicules (sont des organes de stockages de diamètres $\varnothing=50\mu\text{m}$) ou des hyphes, ne se cultivent pas et ne sont pas visibles qu'après coloration.

Il existe trois types d'endomycorhizes :

- Les endomycorhizes arbutoides des Ericacées.
- Les endomycorhizes orchidoïdes des Orchidées.
- Les endomycorhizes à arbuscules.

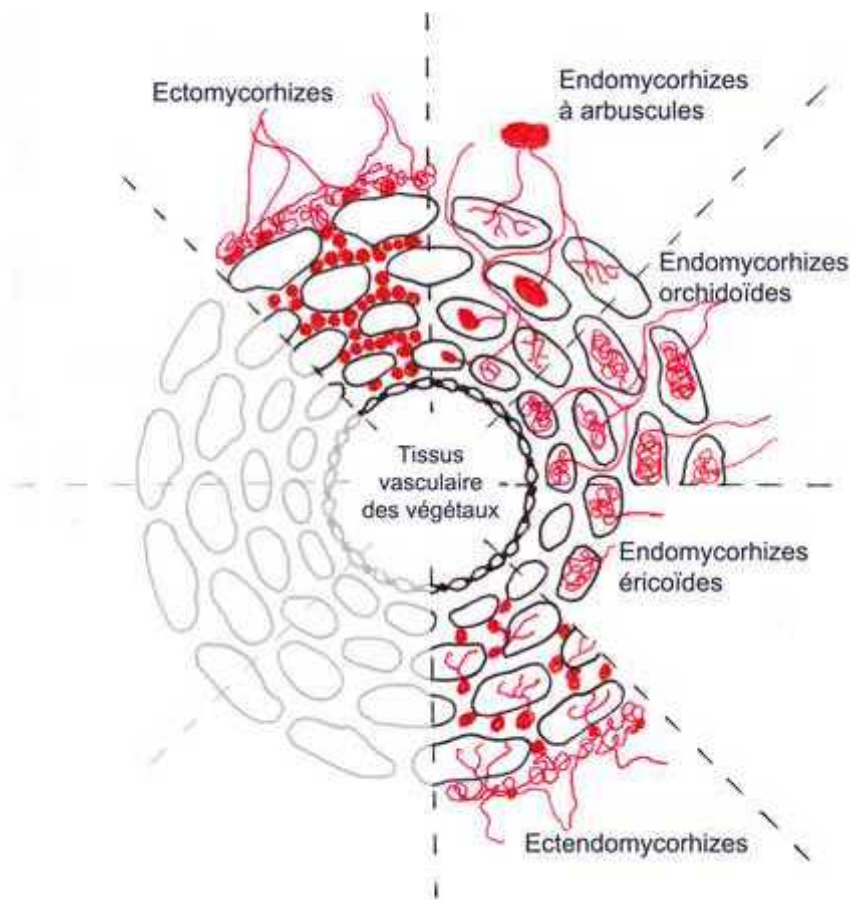


Figure 3 : Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine (<http://www.osi-perception.org/Presentation-des-mycorhizes.html>).

2.3.1.1 Les mycorhizes à arbuscules

Parmi les associations endomycorhiziennes, ce sont les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) qui sont de loin les plus répandues à la surface du globe. Ils se sont adaptés à de nombreux environnements et différentes plantes hôtes. Ils peuvent former des associations mutualistes avec les racines fines d'environ 80 % de toutes les plantes terrestres (SMITH et READ, 1997) ligneuses, herbacées, les

mousses, fougères, gymnospermes et angiospermes plusieurs conifères et la majorité des plantes à fleurs, mono et dicotylédones.

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) sont des composantes importantes des écosystèmes terrestres (LIU ET CHEN, 2007; SMITH ET READ, 1997). Des techniques de biologie moléculaire ont permis de démontrer que les premières mycorhizes arbusculaires sont apparues au dévonien, il y a environ 450 millions d'années (FORTIN et al, 2008). Les CMA sont représentés par diverses espèces, selon des estimations, il pourrait y avoir 1 250 espèces de CMA dans le monde (BORSTLER et al, 2006). Au cours des 10 dernières années, environ 113 espèces CMA dans sept genres ont été isolés en Chine, 70 espèces en Afrique, et 84 espèces aux Etats-Unis, la France et l'Allemagne (LIU et al, 2009).

Le champignon mycorhizien à arbuscule forme plusieurs structures à l'intérieur des racines, principalement des arbuscules, des vésicules des spores et des hyphes non spécialisés (TOMMERUP, 1984). On utilise le terme propagule pour les désigner puisque toutes ces structures servent à propager l'espèce (FORTIN et al, 2008).

Le terme arbuscule réfère à une structure microscopique unique que développent ces champignons dans les cellules corticales des racines. Chez ce type de mycorhize, le champignon ne cherche pas à envelopper les cellules de l'hôte, comme chez les ectomycorhizes, mais y pénètre de façon subtile sans trop en perturber les structures. A partir de ce point d'ancrage dans la racine, le champignon mycorhizien à arbuscule développe dans le sol une phase dite extraradiculaire, qui s'étend en un réseau mycélien et envahit le sol adjacent, dans toutes les directions. Ce mycélium de très fine dimension offre une surface considérable de contact avec le sol. On estime que la surface des mycéliums arbusculaires, sous un mètre carré d'un sol de prairie est d'environ 90 m² et que dans un pot d'un litre ou pousse un seul plant de poireau, le mycélium peut atteindre jusqu'à un kilomètre, envahissant les moindres interstices du substrat (FORTIN et al, 2008)

2.3.1.2 Structure des champignons mycorhiziens à arbuscules

∞ Spore

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

∞ Arbuscule

L'arbuscule est l'unité au niveau de laquelle se produisent les échanges entre l'hôte et le champignon. C'est une ramification latérale des hyphes fongiques dans les cellules du cortex racinaire où le champignon pénètre et croît à l'intérieur. La membrane de la cellule hôte s'invagine et enveloppe le champignon, ce nouveau compartiment fournit un contact direct entre le champignon et la plante.

∞ Vésicule

La vésicule est une structure de stockage à paroi fine, à contenu lipidique et apparaît généralement dans les espaces intercellulaires (HARLEY ET SMITH, 1983 ; BONFANTE-FASOLO, 1984)

∞ Hyphe extra radiculaire

L'hyphe extra radiculaire produit par le champignon mycorhizien à arbuscule est un des organes de propagation et peut coloniser une plante autre que la plante dont ils sont issus

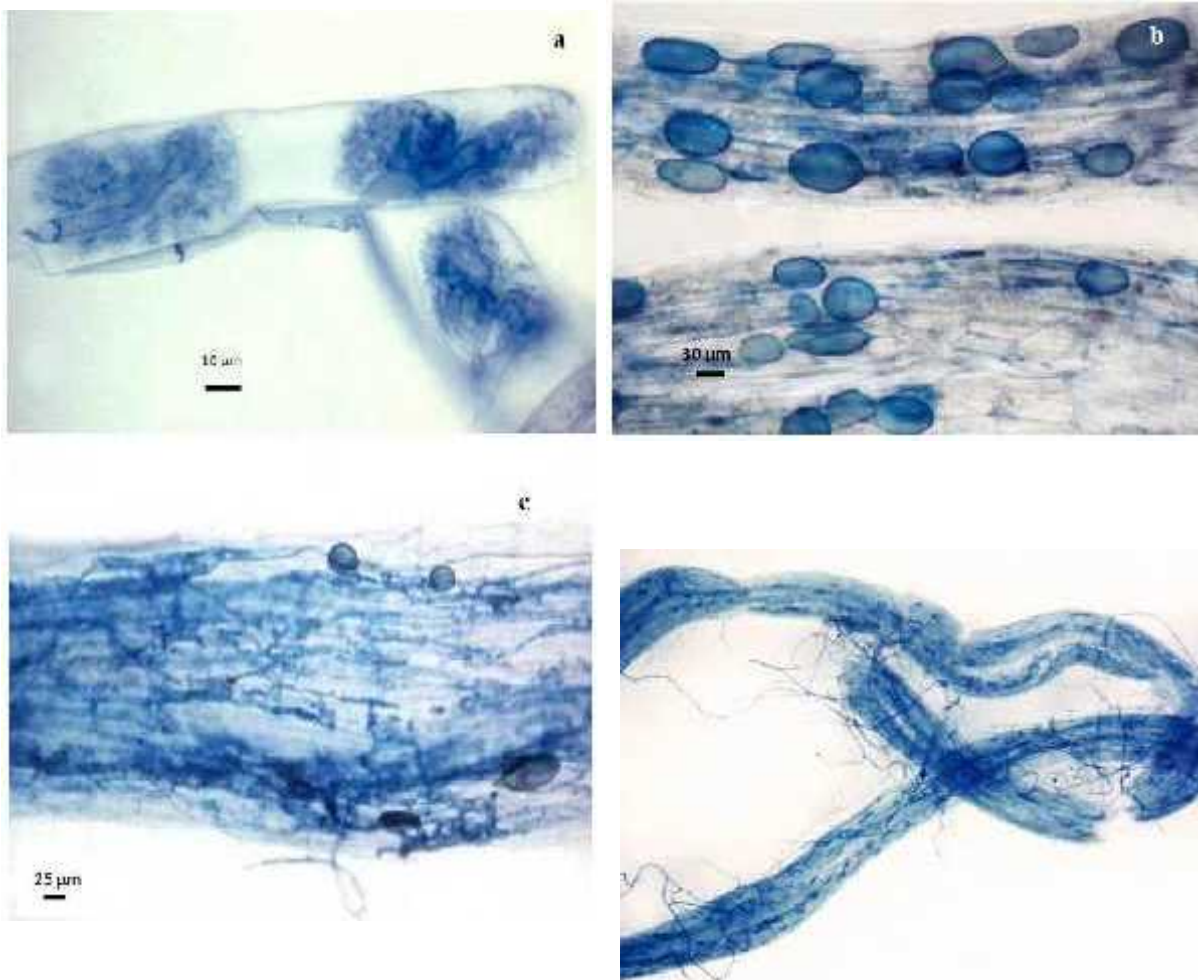


Figure 4 : Structures caractéristiques des champignons mycorhiziens arbusculaires. (a) Arbustes intercellulaires (b) vésicules intraradicales (c) Hyphes intraradicales (d) hyphes extraradicales (<http://invam.wvu.edu/the-fungi/classification/glomaceae>)

2.3.1.3 Cycle de vie des champignons mycorhiziens à arbuscules

Le mycélium des champignons à arbuscules est de type cénocytique, c'est-à-dire sans cloison ou séparation formant des cellules. Le long de ce réseau mycélien cénocytique, le champignon forme des spores destinées à propager et disséminer l'espèce. Les spores ainsi développées à partir du mycélium extraradical des tubes germinatifs qui peuvent s'étendre sur plusieurs centimètres dans le sens des racines actives et donne une infection primaire des racines. Chez certaines espèces, des vésicules intraradicales, se différencient dans le cortex racinaire et possèdent des propriétés analogues à celles des spores.

Les segments des racines morts ou vivants peuvent être une source d'inoculum pour les racines nouvellement développées (TOMMERUP, 1984).

2.3.2 La physiologie des mycorhizes :

La nutrition minérale et l'augmentation de l'absorption en eau par la plante sont certainement les bénéfices les plus connus des mycorhizes. Celle-ci confère toutefois plusieurs autres avantages aux plantes et aux écosystèmes notamment l'agrégation du sol, la protection contre les pathogènes et la résistance aux stress environnementaux.

2.4 Les organismes endophytes

2.4.1 Définition d'un organisme endophyte

Au sens littéraire, un endophyte est un organisme qui vit à l'intérieur d'une plante (du Grec *endon* = dans, et *phyton* = plante). Les endophytes recouvrent une grande variété d'organismes colonisateurs et colonisés. On parle essentiellement de bactéries (KOBAYASHI & PALUMBO, 2000) et de champignons endophytes (Stone *et al.*, 2000), mais on peut aussi retrouver des algues (PETERS, 1991) et des insectes (FELLER, 1995) considérés comme endophytes.

Des champignons et bactéries endophytes ont été retrouvés dans virtuellement toutes les plantes étudiées rendant universelle la colonisation des plantes par les endophytes, attestant d'un large spectre d'individus colonisés et capables de faire de la colonisation (SCHULZ & BOYLE, 2005; HYDE & SOYTONG, 2008).

La définition d'un endophyte laisse place à un débat. Le sens du terme a évolué depuis les premières descriptions de ces organismes (De BARY, 1866) et continue encore d'évoluer. Cependant la proposition majoritairement acceptée décrit qu'un endophyte est un organisme qui peut être détecté à un moment donné à l'intérieur des tissus de la plante hôte et ne causant pas de symptômes de maladies apparents (PETRINI, 1991; WILSON, 1995; STONE *et al.*, 2000; SCHULZ & BOYLE, 2005). Selon les auteurs, une distinction peut être faite entre les interactions mycorhiziennes et les interactions endophytes, car ces dernières ne possèdent pas d'interface avec des hyphes spécialisés présents chez la plupart des mycorhizes (BRUNDRETT, 2004). Cette définition prend ainsi en compte la variabilité des interactions entre les endophytes et la plante. On retrouve un large éventail d'interactions tels que le mutualisme (SIEBER, 2002) où l'hôte et le colonisateur retirent un bénéfice de l'interaction, le parasitisme (KOGEL *et al.*, 2006; PASZKOWSKI, 2006) où l'endophyte vit au détriment de son hôte sans symptôme apparent, ainsi que les pathogènes latents (SCHULZ *et al.*, 2006).

La colonisation peut toucher tous les organes de la plante: système racinaire, tiges, feuilles (PETRINI, 1991; SCHULZ *et al.*, 1993; SAIKKONEN *et al.*, 1998; Stone *et al.*, 2000; SCHULZ & BOYLE, 2005; SCHULZ *et al.*, 2006; SILVANI *et al.*, 2008). Les organismes endophytes peuvent être adaptés spécifiquement à un organe de leur hôte. C'est le cas par exemple des champignons à hyphes septées noires (*dark septate endophytes* [DSE]), un groupe de champignons endophytes que l'on retrouve exclusivement associés aux racines de nombreuses plantes (JUMPPONEN & TRAPPE, 1998), ou encore de *Phyllosticta multicorniculata* qui est associé aux aiguilles de *Abies balsamea* (PETRINI, 1996). D'autres peuvent aussi affecter le système racinaire et aérien tel *Fusarium moniliforme* (BACON & HINTON, 1996).

De même que les endophytes peuvent coloniser un organe particulier de la plante, le spectre de plantes qu'ils peuvent coloniser peut varier entre les différentes souches considérées. Certains endophytes auront ainsi la capacité de coloniser de manière ubiquitaire les plantes présentes dans leur milieu, ou auront une préférence de leur hôte (PETRINI, 1996; STONE *et al.*, 2000; COHEN, 2004). Certains parleront de spécificité d'hôte, bien que cela implique l'adaptation de coloniser seulement un hôte particulier (ZHOU & HYDE, 2001; SCHULZ & BOYLE, 2005).

2.4.2 Interaction plante endophyte

A. Différentes stratégies de vie

La colonisation d'une plante par un endophyte est le résultat de multiples stratégies de vie, différentes d'un organisme à l'autre. Malgré la très grande variété d'organismes endophytes, peu de choses sont connues sur les raisons de la colonisation, ainsi que l'importance d'une phase endophyte dans leur cycle de vie (SCHULZ & BOYLE, 2005).

Selon les auteurs, les endophytes peuvent être classés dans deux grands groupes: les endophytes associés aux graminées, dits clavicipitaléens (*clavicipitalean*) ou balansiacées (*balansiaceus*) selon les auteurs, et ceux associés aux autres plantes, les non-clavicipitaléens ou non-balansiacées (SCHULZ & BOYLE, 2005; HYDE & SOYTONG, 2008). Ils sont aussi appelés endophytes de class 1 (RODRIGUEZ *et al.*, 2009).

Les effets associés aux endophytes des graminées sont généralement mieux connus que les effets des endophytes des plantes non herbacées (HYDE & SOYTONG, 2008). On retrouve dans ce groupe les espèces du genre *Epichloë*, *Claviceps* et *Neotyphodium*. Des organismes du genre *Neotyphodium* ont été découverts en premier lors de la mise en évidence de leur responsabilité de la toxicité d'herbes de prairies sur les animaux et leur

impact économique et écologique a conduit à des recherches plus poussées sur ce groupe d'organismes (Bacon *et al.*, 1977; Schulz & Boyle, 2005). Les organismes de ce groupe sont mutualistes et colonisent l'espace intercellulaire des feuilles des plantes herbacées (SCHULZ & BOYLE, 2005; SANCHEZ-MARQUEZ *et al.*, 2012).

Les organismes de ce groupe ont la capacité de se transmettre de manière verticale (d'une plante à sa descendance) où des hyphes peuvent croître dans les graines comme les espèces du genre *Neotyphodium*, ou bien à la fois verticale et horizontale (avec propagation par production de spores pour colonisation d'autres plantes) comme celles du genre *Epichloë* (SAIKKONEN *et al.*, 2004). Ce mode de transmission uniquement vertical de *Neotyphodium* est dû à la perte de reproduction sexuée, alors qu'*Epichloë* a encore cette capacité (SAIKKONEN *et al.*, 2004).

Au contraire des endophytes associés aux graminées, les mécanismes et les raisons poussant les endophytes à coloniser les plantes demeurent obscures. De plus on retrouve une très grande variabilité dans les types d'interactions entre la plante et le microorganisme colonisant, laissant supposer de multiples stratégies de vie. Parmi les hypothèses proposées pour expliquer ces stratégies de survie, il est supposé que la colonisation d'une plante permettrait principalement à un organisme endophyte de se protéger plus efficacement des stress biotiques et abiotiques en comparaison à un organisme de la rhizosphère (HALLMANN *et al.*, 1997; SCHULZ & BOYLE, 2005; ROSENBLUETH & MARTINEZ-ROMERO, 2006).

La colonisation d'une plante par un endophyte est la réaction d'un équilibre antagoniste. Comme mentionné précédemment, les endophytes sont des organismes vivant à l'intérieur des plantes ne montrant pas de symptômes de maladie. Cependant les voies de colonisation utilisées par les endophytes sont similaires à celles utilisées par les pathogènes (SCHULZ & BOYLE, 2005; HYDE & SOYTONG, 2008). Ils peuvent coloniser les plantes de manière opportuniste via une blessure, mais peuvent aussi pénétrer dans la plante au moyen d'exoenzymes de dégradation, ainsi que de production de métabolites phytotoxiques (SCHULZ & BOYLE, 2005).

L'équilibre antagoniste est le résultat d'un ajustement entre les réactions de virulence de l'endophyte nécessaires pour la colonisation de la plante, et la réaction de défense de la plante en réponse à la virulence de l'endophyte (SCHULZ & BOYLE, 2005; PORRAS-ALFARO & BAYMAN, 2011). Dès lors qu'un déséquilibre est introduit, le résultat se traduit par soit la virulence plus forte que les mécanismes de défense où l'endophyte devient

pathogène, soit les défenses plus fortes que la virulence qui conduira au rejet de l'endophyte. De plus on retrouve une grande diversité de colonisation des endophytes au niveau tissulaire d'une plante. La colonisation peut être définie selon le type d'organisme. Il a ainsi été découvert que les DSE peuvent se retrouver en colonisation intercellulaire mais aussi intracellulaire formant des structures appelées microsclérotés (Jumpponen & Trappe, 1998; Jumpponen, 2001; Schmidt *et al.*, 2008; Porrás-Alfaro & Bayman, 2011). La colonisation peut aussi être limitée à une seule cellule, ou systémique et s'étendre sur une plus grande zone (Stone *et al.*, 2000)

2.4.3 Les interactions plante-endophyte et leurs effets

Les endophytes recouvrent une grande diversité d'organismes. On retrouvera ainsi un large spectre d'interactions différentes entre la plante et les endophytes. Ainsi une plante peut abriter des organismes plus ou moins bénéfiques pour elle. Dans le cas d'une interaction mutualiste, l'endophyte et la plante retirent tous deux d'un avantage. Les bénéfices retirés sont tout aussi variés pour les deux organismes. La plante peut bénéficier d'une augmentation de sa croissance (PETRINI, 1991; VARMA *et al.*, 1999; SCHULZ *et al.*, 2006; RODRIGUEZ *et al.*, 2009). Elle peut obtenir une résistance envers les stress biotiques avec la production de métabolites secondaires tels que des alcaloïdes induisant une toxicité nouvelle luttant contre l'ingestion de la plante ou encore des antibiotiques contre l'attaque de nouveaux pathogènes (BACON *et al.* 1977; CARROLL, 1988; CLAY, 2001; SELOSSE *et al.*, 2004; SCHULZ & BOYLE, 2005; SIEBER, 2007; MELO *et al.*, 2009). La plante peut aussi être protégée face aux stress abiotiques tels qu'une résistance accrue à la sécheresse (SCHARDL *et al.*, 2004; HAMILTON & BAUERLE, 2012). Il est aussi supposé que la colonisation d'un endophyte active la résistance systémique induite de la plante et peut ainsi améliorer la réaction de défense contre les pathogènes. Les interactions plante- endophyte montrent plusieurs similarités avec les interactions plante-pathogènes au niveau des réactions de la plante. Des études ont montrées que lors des deux types d'interaction, on trouve une augmentation de production de H₂O₂ ainsi qu'une activité de peroxydase à l'intérieur de la plante caractéristiques de la réponse hypersensible chez plante (PETERS *et al.*, 1998; BOYLE *et al.*, 2001; BISHOP, 2002). Seulement, à la différence d'une infection pathogène, une interaction plante-endophyte ne conduit pas à une maladie et il est supposé que l'activation des systèmes de défense demeure après la colonisation.

Les endophytes sont des organismes très diversifiés. Les effets résultants d'une

interaction plante-endophyte ont ainsi des conséquences très différentes selon les souches considérées, ainsi que l'hôte colonisé.

Les DSE par exemple regroupent un ensemble de champignons ascomycètes conidiques et stériles colonisant principalement les racines des plantes (JUMPPONEN & TRAPPE, 1998; JUMPPONEN, 2001). Ce groupe de champignons représente plus de 600 espèces de 320 genres, et peut coloniser un grand spectre de plante, allant des plantes tropicales aux plantes arctiques (JUMPPONEN, 2001). Les DSE forment un groupe largement hétérogène, ayant des fonctions écologiques très diverses. Ils peuvent en effet faire des interactions mutualistes ainsi que des interactions pathogènes avec les plantes (JUMPPONEN, 2001; ANDRADE-LINARES *et al.* 2011a; ANDRADE-LINARES *et al.*, 2011b). La variabilité du résultat d'une interaction peut dépendre de la souche colonisant (TELLENBACH *et al.*, 2011), mais aussi des conditions environnementales (JOHNSON *et al.*, 1997). Un stress environnemental peut aisément perturber l'équilibre antagoniste existant entre la plante et l'endophyte, résultant potentiellement en maladie ou en rejet de l'endophyte selon le déséquilibre.

***MATERIELS ET
METHODES***

1. Objectif de l'expérimentation

L'objectif de notre expérimentation est d'étudier les associations symbiotiques qui existent chez le haricot commun (*Phaseolus vulgaris*) sur deux sols contrastés : sol biologique et sol intensif.

2. Matériel biologique

2.1 Matériel végétale

Le matériel végétal utilisé est représenté par trois variétés de haricot commun (*Phaseolus vulgaris*) qui sont : Contender, El Djadida et Tema (figure, 5).

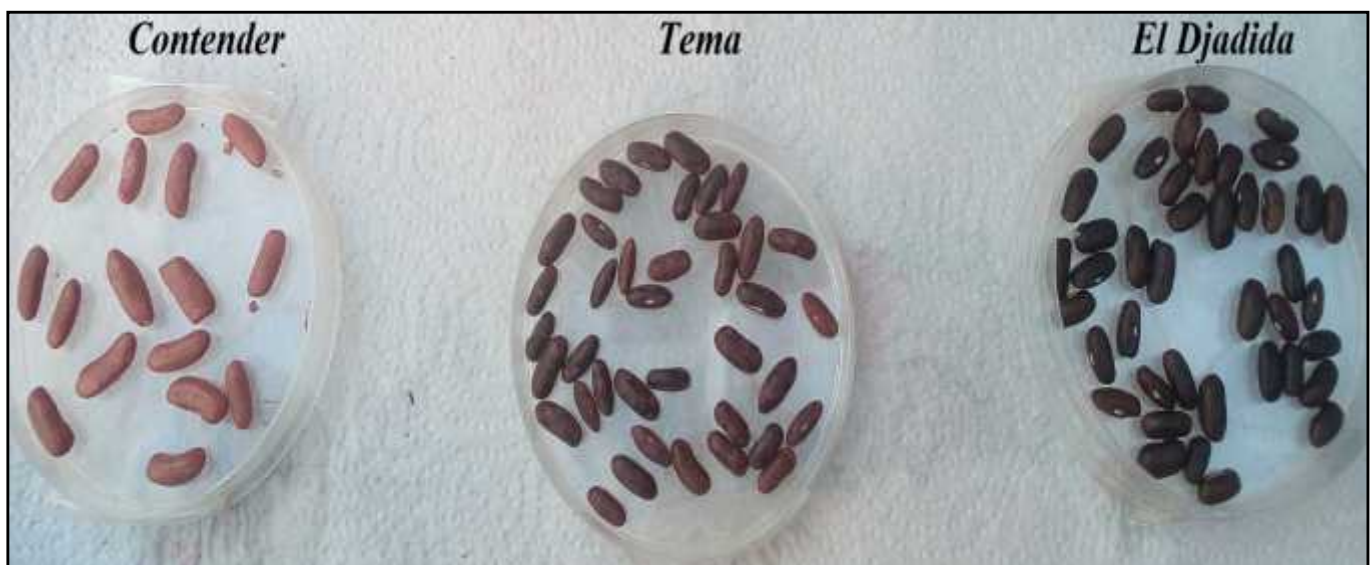


Figure 5 : les graines des trois variétés de haricot commun utilisées

2.2 Le sol

Les échantillons de sol utilisés dans notre expérimentation ont été prélevés à partir de deux régions de la wilaya de Tizi Ouzou (figure, 6): une de Tamda (Sol biologique) et l'autre d'Imsohel (Sol intensif). Ce prélèvement est effectué entre l'année 2016/2017 on utilisant la méthode en Zig-zag



Figure 6 : Les sites de prélèvement des échantillons de sol (<http://www.dcw.tiziouzou.dz>)

- 1^{er} prélèvement de la région de Tamda (sol biologique).
- 2^{ème} prélèvement de la région d'Imsouhel (sol intensif).

3. Le dispositif expérimental

3.1 La mise en place

Après l'échantillonnage, les sols ont été séchés à l'air libre, broyés et tamisés avec un tamis à mailles de 2 mm de diamètre.

3.1.1 Essai

L'expérimentation a été réalisée dans une mini serre sous conditions semi contrôlées au laboratoire d'agropédologie au département des sciences agronomiques de l'université de Mouloud Maameri (Figure 7). Nous avons utilisé des tubes de diamètre de 2 cm et d'une hauteur de 22 cm, à raison de cinq (05) répétitions pour chaque échantillon et à raison de trois répétitions seulement pour les témoins faute de quantité suffisante de sol.

Chaque tube est d'abord habillé de l'intérieur, d'un sac de toile à bluter qui contient un substrat sable –sol d'une proportion de 1/3 sable 2/3 sol. La toile à bluter est utilisé pour le contrôle des tubes au cours de nos essais et aussi pour faciliter la collecte des échantillons de sol et du végétal à la fin de l'expérimentation. (Figure 8) (Figure 9).

Dans les tubes témoin, les sols sont stérilisés avec un autoclave avec la pression de 1,5 bar/pascal à 120°C pendant 60 min.

Le dispositif expérimental utilisé est de type bloc aléatoire complet à deux facteurs (Variété et sol). Aucun apport d'engrais ou de produit phytosanitaire n'a été appliqué.



Figure 7 : Photo qui représente le dispositif de notre expérimentation (originale, 2018)



Figure 8 : photo de dispositif utilisé

(Originale, 2018)

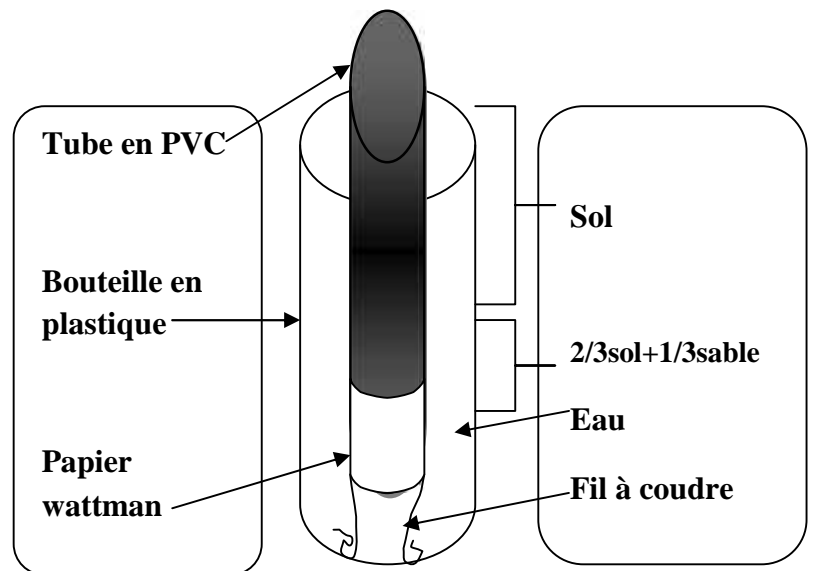


Figure 9 : Schéma de dispositif utilisé

3.1.2 Récolte

La récolte est effectuée au stade floraison. La partie aérienne est séparée de la partie racinaire et les nodules séparés de la partie racinaire.

Les paramètres que nous avons mesurés au cours de cette étude sont : Le nombre des nodules par plante, biomasse fraîche de la partie aérienne, biomasse sèche des parties aériennes, la matière sèche est déterminée après séchage pendant 48 h à l'étuve réglée à 80 C°. Une fois les échantillons complètement secs, leur poids sec est déterminé à l'aide d'une balance de précision électronique en (g).

Concernant la conservation des nodules pour une longue période de stockage allant de 6 à 12 mois, la dessiccation est vivement recommandée. La méthode utilisée est celle décrite par (VINCENT, 1970) ; (SOMASEGARAN et HOBEN, 1994), qui consiste à remplir la moitié des flacons stériles par du chlorure de calcium CaCl_2 (pour une meilleure absorption de l'humidité). Ensuite mettre une quantité de coton sur le quelles les nodules sont déposés (**Figure 10**). Sur chaque flacon, on doit mentionner le nom d'échantillon, le nom de la variété. (Ces nodules sont conservés pour des études à venir)

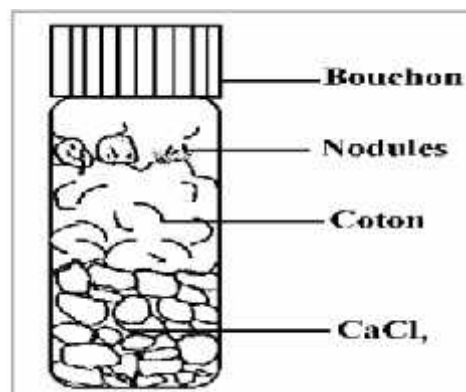


Figure 10 : conservation des nodules (VINCENT.1970)

4. Analyses de sol et de végétal

4.1 Analyses de sol

4.1.1 Analyse granulométrique

C'est une analyse physique permettant de déterminer le pourcentage des différentes fractions minérales constituant le sol. Elle est réalisée selon la méthode internationale à la pipette de « Robinson », seule la fraction minérale < à 2mm est concernée. Cette méthode a pour principales étapes :

- ✓ La destruction de la matière organique par oxydation ; l'eau oxygénée (H_2O_2).

- ✓ La dispersion des particules par un dispersant l'héxamétaphosphate de sodium.

En fin, des prélèvements de différentes fractions sont réalisés à l'aide de la pipette de Robinson

4.1.2 Le pH

Le pH a été réalisé selon la méthode électro métrique à l'aide d'un pH mètre portant une électrode en verre, sur une suspension de terre fine dont le rapport sol / terre est de 1 / 5.

4.1.3 Conductivité électrique (C.E)

Elle a été mesurée à l'aide d'un conductimètre. La conductivité électrique d'une solution est un indice des teneurs en sels solubles dans le sol, elle exprime le degré de la salinité par la concentration des solutés ionisables présents dans le sol. La méthode utilisée consiste à faire des extractions aqueuses avec rapport sol/eau de 1/2.5, laisser le mélange au repos durant 30min, puis filtré jusqu'à l'obtention d'un filtrat claire auquel on ajoute 2 à 3 gouttes d'héxamétaphosphate de sodium. (MEMENTO, 1993)

4.1.4 Calcaire total (CaCO₃ t)

Le calcaire total a été déterminé par la méthode volumétrique, qui consiste une destruction des carbonates de calcium par l'aide d'acide chlorhydrique (HCl). L'excès de ce dernier est titré par la soude en présence de l'indicateur coloré de phénolphtaléine à 2% (MEMENTO, 1993). Le taux de carbonates est obtenu par la formule suivante :

$$\text{CaCO}_3(\%) = 12.5 \times (V_t - V_e)$$

CaCO₃(%) : calcaire total

V_t : le volume de la soude consommé par le témoin

V_e : le volume de la soude consommé par l'échantillon

4.1.5 Le carbone et la matière organique

Le carbone organique (%) est dosé par la méthode Anne. Le sol oxydé par du bichromate de potassium (K₂Cr₂O₇) en excès, en milieu sulfurique. L'excès de bichromate non réduit par le carbone organique est alors titré par une solution de sel de mohr (qui réduit les bichromates) en présence de diphénylamine dont la couleur passe du bleu foncé au vert. Une fois que la fraction du carbone total sera connue cette dernière sera utilisée pour calculer le taux de la matière organique selon la formule :

$$\text{MO \%} = \text{C \%} \times 1.72$$

4.2 Analyse de végétal

4.2.1 Analyses biométriques

4.2.1.1 Détermination du taux de nodulation

Le taux de nodulation a été déterminé par le dénombrement des nodules observés au niveau du système racinaire de chaque plant.

4.2.1.2 Evaluation de la biomasse aérienne

Après l'évaluation du taux de nodulation, les parties aériennes des plantes ont été évalués à l'état frais et à l'état sec (après séchage à l'étuve à 80°C pendant 48 heures) dont l'unité utilisée est le (g).

4.2.1.3 Observations microscopiques

Suivant la méthode de VIERHEILIG *et al* (1998), les racines ont été colorées afin de déterminer le taux de mycorhization. Pour cela, elles ont été d'abord éclaircies dans une solution de KOH à 10 % pendant une durée d'incubation de 20 minutes à 90 °C. Elles ont été par la suite rincées à l'eau distillée froide avant de les plongées dans une solution de coloration acidifiée (5% d'acide acétique et 5% d'encre Shaeffer). Enfin, les racines ont été laissées pendant 24h dans une solution acidifiée (acide acétique 2%) pour décolorer les tissus racinaires. Seules les parois des champignons mycorhiziens retiennent le colorant grâce à leurs composés chitineux.

Le taux de la colonisation mycorhizienne a été estimé selon la méthode de Trouvelot *et al*, (1986). Une trentaine de fragments de racine d'environ 1 cm de longueur prélevés de chaque échantillon coloré ont été disposés parallèlement entre lame et lamelle, à raison d'une quinzaine de fragments par lame. La mycorhization s'observe à l'examen au microscope photonique (X40) par une coloration bleue foncée des structures fongiques dans les racines. Cela permet de les annoter selon un barème de classe et d'estimer ainsi le degré de la colonisation mycorhizienne de chaque fragment au moyen de six classes notées de 0 à 5 (Figure 11) et la richesse arbusculaire par quatre classes notées A0, A1, A2 et A3. Dont le taux de colonisation a été donné par la relation suivante :

$$M\% = Myco = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / Nb \text{ total} = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / 30$$

Cette méthode calcule cinq paramètres de colonisation :

F % : Fréquence de la colonisation mycorhizienne (% du nombre de fragments racinaires mycorhizés), elle reflète l'importance des points de pénétration de la colonisation du système racinaire.

M % : Intensité de la colonisation du cortex racinaire (proportion du cortex colonisé estimée par rapport au système racinaire entier et exprimée en %), elle reflète l'importance de la colonisation du système racinaire.

m % : Intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire (proportion du cortex colonisé dans la partie mycorhizée du système racinaire exprimé en %).

A % : Teneur arbusculaire de la colonisation ramené au système racinaire entier (proportion du système racinaire renfermant des arbuscules, exprimée en %).

a % : Teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire (proportion colonisée renfermant des arbuscules, %).

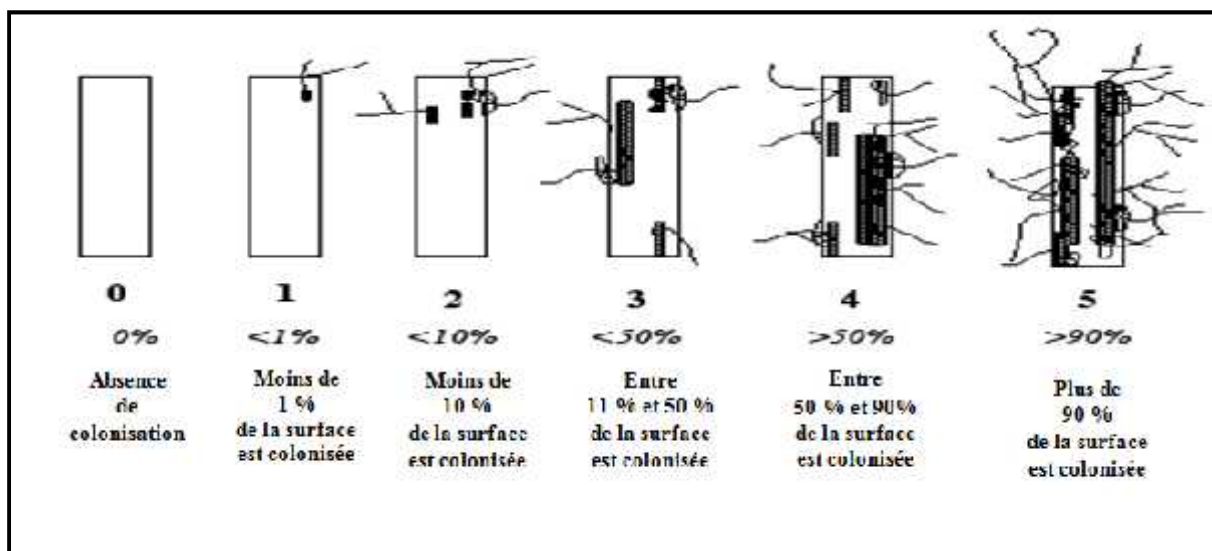


Figure 11 : Echelle d'intensité de colonisation du cortex racinaire

5. Analyses statistiques

Afin d'évaluer l'impact des sols sur les associations symbiotiques qui existe chez le haricot, les résultats obtenus sont soumis à une analyse de la variance à deux facteurs au seuil $P=5\%$ en utilisant le logiciel, STAT BOX, version 6.0.

Si la probabilité (P) est :

- $P>0.05$: les variables ne montrent aucune différences significative.

- $P < 0.05$: les variables montrent une différence significative
- $P < 0.01$: les variables montrent une différence hautement significative
- $P < 0.001$: les variables montrent une différence très hautement significative

Dans le cas où les différences sont significatives, nous faisons appel au test de NEWMAN et KEULS au seuil de 5% afin de déterminer les groupes homogènes.

RESULTATS ET
DISCUSSION

1. Analyse du sol

L'interprétation des résultats est faite selon les normes présentées dans l'annexe.

1.1 Analyse granulométrique

Les résultats de l'analyse granulométriques sont présentés dans le tableau 3. On remarque que les argiles dominent dans le sol intensif (E9) à 55.5%. Par-contre le sol biologique le taux d'argile est de 34.5%, Les sables sont importants dans le sol (E8) à (41.2%) alors que dans le sol (E9) elle est de (18.1%) Selon le triangle de texture ;

- ◆ Le sol E8 de la région de Tamda est de texture limono-argileux sableux
- ◆ Le sol E9 de la région d'Imsouhel est de texture argileux

Tableau 3 : Résultats de l'analyse granulométrique.

Teneurs Sol	A %	L %	SG+SF %	Texture
Tamda(E8)	34.5	24.3	41.2	limono-argileux sableux
Imsouhel(E9)	55.5	26.4	18.1	Argileux

1.2 Résultats des analyses chimiques

Les résultats des analyses chimiques des deux sols sont représentés dans le tableau 4.

- **Le pH** : le pH déterminé à partir de la suspension du sol indique que le sol de Tamda est basique avec une valeur de 7.94, ainsi que le sol d'Imsouhel est très basique avec une valeur de 8.19
- **CaCO₃** : selon les résultats obtenus de calcaire total (CaCO₃) le sol de Tamda est faiblement calcaire avec une valeur de 5.31%, alors que le sol d'Imsouhel est fortement calcaire avec une valeur de 34.37%.
- **CE**:D'après les valeurs obtenues des deux sols 0.31et 0.30ds /m On conclue que les deux sols ne sont pas salins.
- **M.O**: le sol de la région de Tamda est un sol pauvre en matière organique avec un taux

de 2%, et celui de la région d'Imsohél est à teneur élevée en matière organique avec un taux de 5%.

Tableau 4 : Résultats des analyses chimiques des sols.

Sol et analyse	Éléments	E8	E9	Méthodes
Chimiques	Ph	7,94	8,19	PH mètre
	CaCO ₃ t(%)	5,31	34,37	Volumétrie
	CE (ds /m)	0.31	0.30	Conductimètre
	La matière organique %	2,05	5,01	La méthode d'ANNE

2. Analyse biométrique

2.1 La biomasse aérienne fraîche

Au niveau des deux sols, nous avons remarqué que le poids de la MAF chez les échantillons du sol cultivé est plus élevé comparant aux sols des témoins, dont la plus faible valeur des biomasses est observée pour la variété El Djadida (2.90g et 2.25g) pour les sols E9 et E8 respectivement. La plus grande valeur est observée pour la variété Contender (4.85g et 4.53g) pour les sols E9 et E8 respectivement, ainsi que pour celle des témoins sont inférieure (1.94g) chez la variété Contender et (1.20 g) chez la variété Tema pour le sol E9.

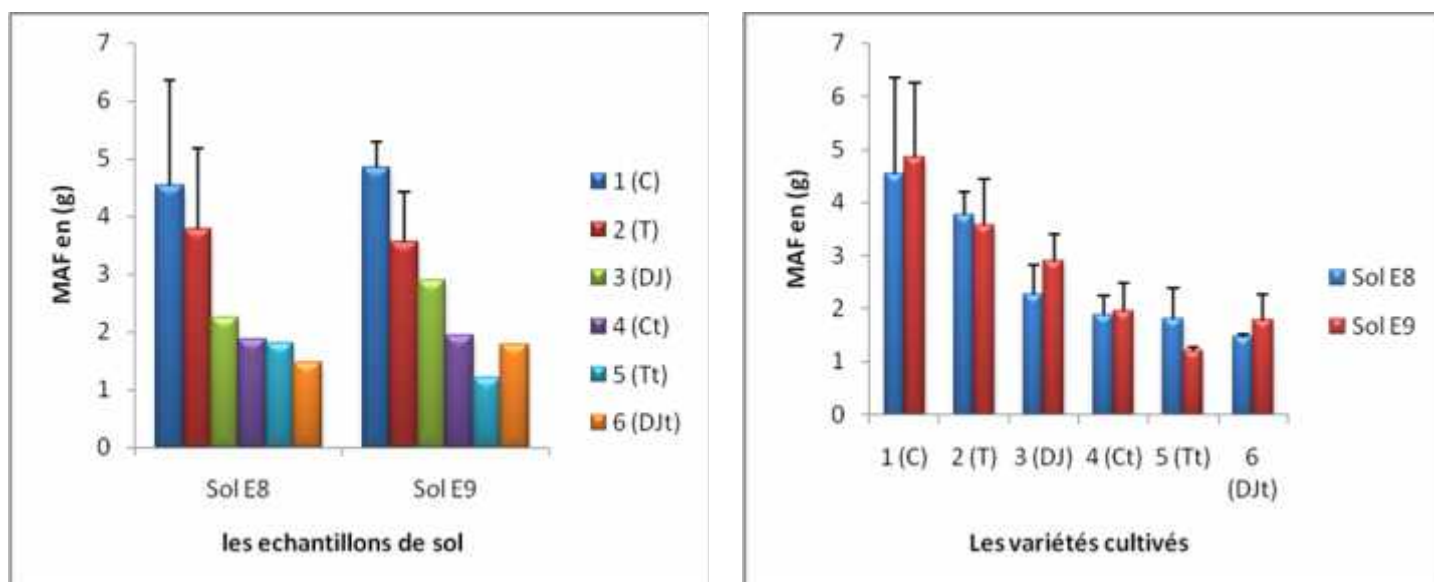


Figure 12 : les variations de la matière fraîche aérienne en fonction des sols et des variétés de haricot commun

Selon les résultats de l'analyse de la variance on observe que pour le facteur sol il ne présente aucune différence significative ($P=0.69$), à l'exception des variétés entre elles l'analyse montre une différence très hautement significative ($P=0$) (annexe 1).

D'après le tableau de test de NEWMAN-KEULS au seuil de 5% (annexe 2) trois groupes homogènes peuvent se dégager ; le groupe (A) comprend la variété (C) avec la moyenne de 4.698g, et le groupe (B) comprend la variété(T) avec la moyenne respectivement de 3,671g, et le groupe (C) comprend la variété(Dj) plus toutes les variétés témoins, avec des moyennes respectivement de 2.58g, 1.905g, 1.623g, 1.508g.

2.2 La biomasse aérienne sèche

Au niveau des deux sols cultivés on observe que le poids de MAS la plus faible est donnée par El Djadida de (0.54g et 0.37g) et la valeur la plus élevée est donnée par Contender de(0.9g et 0.73g), dans les deux sols, ainsi que la biomasse chez les témoins sont inférieurs(0.56g±0.25g), à l'exception de la variété (El Djadida)qui présente l'égalité du poids avec son témoins dans le sol(E8) dont les valeurs notés sont(0.37g et 0.32g)

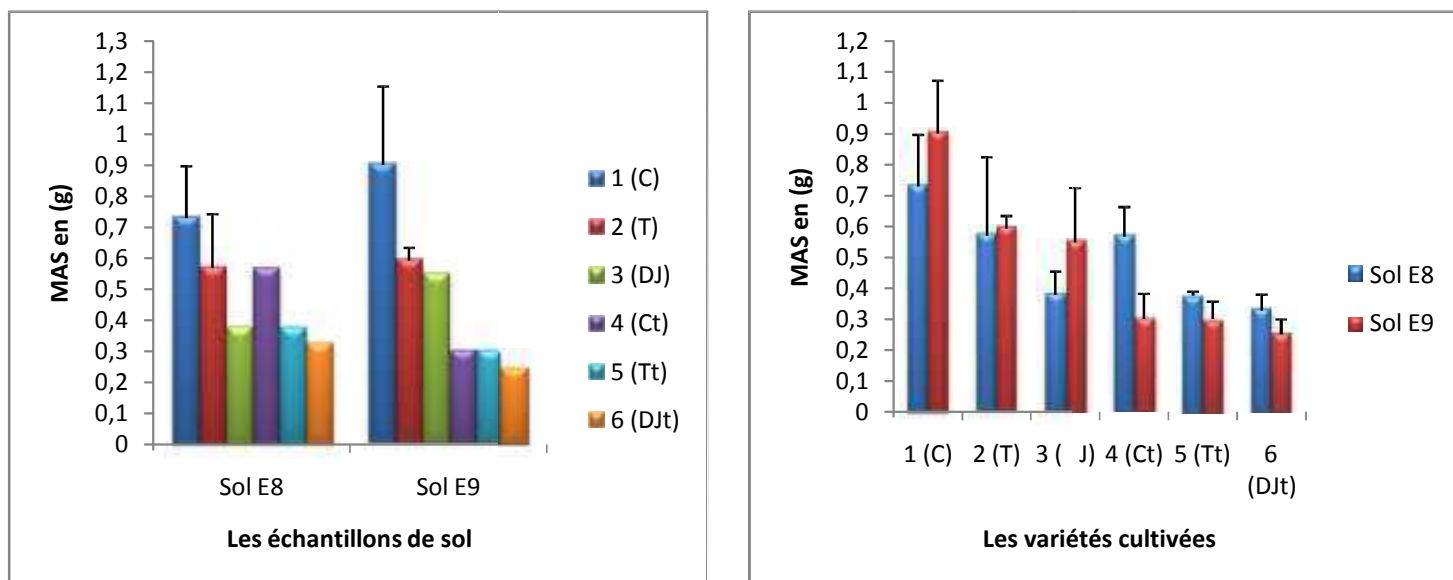


Figure13 : les variations de la matière sèche aérienne en fonction des sols et des variétés de haricot commun.

L'analyse de la variance ne montre aucune différence significative pour le facteur sol ($P=0.78$) mais il y a une différence très hautement significative ($P=0$) pour le facteur variété (annexe 3)

Le test de NEWMAN-KEULS au seuil de 5% (annexe 4) montre quatre groupes homogènes, concernant les variétés étudiées le groupe(A) comprend la variété (C) avec la moyenne de 0.815g, et le groupe (B) comprend la variété(T) avec la moyenne de 0,581g, et les groupe (B, C et D) comprennent les variétés (Djt) (Ct), avec des moyennes respectivement de 0,463g, 0,433g, et les groupes(C, D) comprend les variétés (Tt) et (Djt) avec les moyennes respectivement de 0.338g et 0.288g.

2.3 Le nombre de nodules

Selon les résultats obtenus (fig11) on remarque au niveau du sol (E8), le nombre des nodules variés de 25 à 85 dont le nombre le plus élevé est observé chez la variété Contender et le nombre le plus faible est observé chez El Djadida , à l'exception des variétés Tema et El Djadida qui présente presque l'égalité de nombre du nodule qu'est de (40 et 38), ainsi que le nombre des nodule chez les témoins sont nul pour les deux sols.

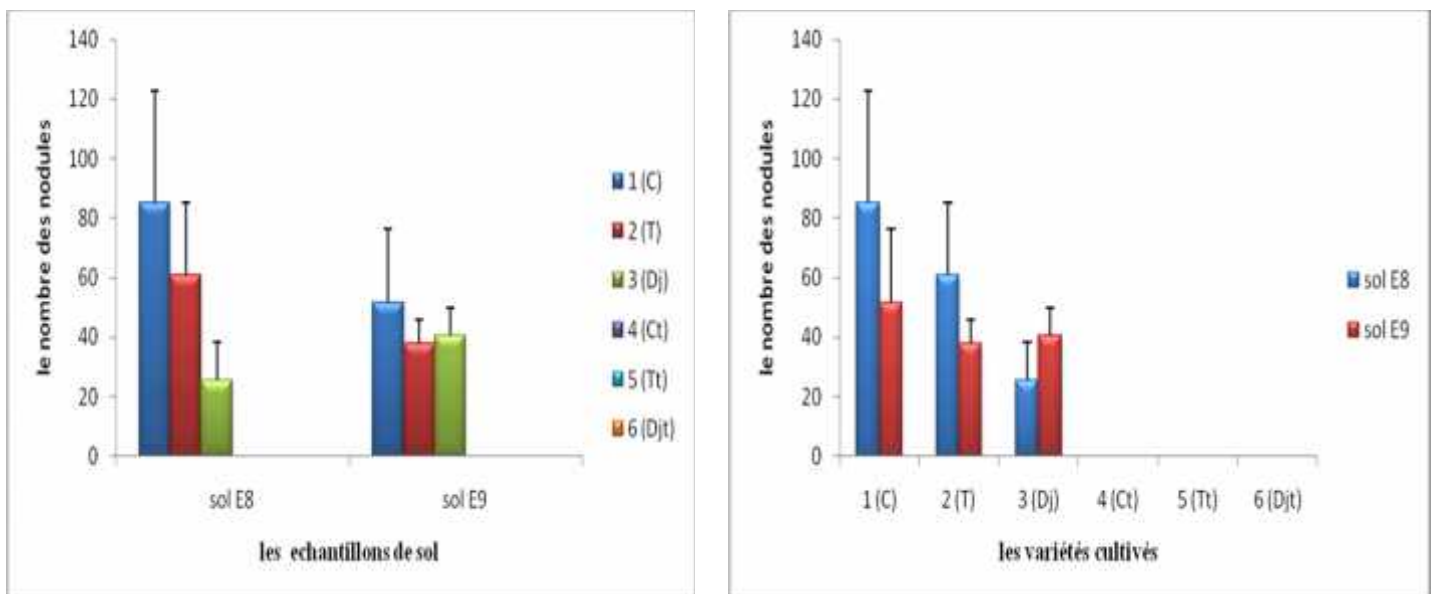


Figure 14 : les variations de nombre des nodules en fonction des deux sols et des variétés de haricot commun

D'après les résultats de l'analyse de la variance on remarque que le facteur sol ne montre aucune différence significative ($P=0.1$) et pour les variétés il montre une différence très hautement significative ($P=0$) (Annexe 6)

D'après le test de NEWMAN-KEULS au seuil de 5% (annexe 7) montre trois groupes homogènes concernant les variétés étudiées le groupes (A) comprend la variété (C) avec la moyenne de 68, le groupe (B) comprend les variétés (T et Dj) avec les moyennes

respectivement (49 et 33), et le groupe (C) comprend les variétés des témoins avec une moyenne nul.

2.4 Taux de mycorhization

Le taux de la colonisation des mycorhizes est mesuré après l'observation à la loupe photonique et calculé avec la formule donnée en méthodologie (figure 11). D'après la figure 13 le taux de colonisation est important chez le sol biologique pour les trois variétés dont le taux maximum est 24.20 % chez la variété El Djadida, et le taux minimum est de 22.64 % chez la variété (Tema). Pour le sol intensif le taux de colonisation est moins élevé avec un taux maximal de 13.26 % chez la variété (Tema) et un taux minimal de 11.32 % chez la variété Contender.

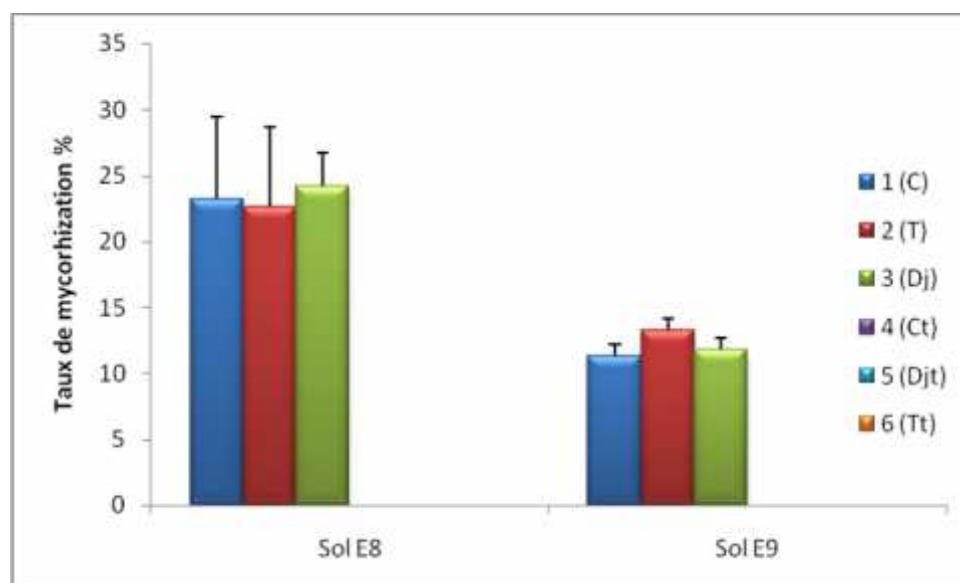


Figure 15 : Les variations des taux de colonisation des mycorhizes en fonction des deux sols E8 et E9 et les trois variétés cultivés

L'analyse de la variance de taux de mycorhization affirme que les deux facteurs sol et variétés présente une différence très hautement significative pour les deux facteurs sol et variété avec un seuil de ($P=0$), ce qui nous permet d'identifier une interaction entre le sol et les variétés cultivés (annexe 8).

Le test de NEWMAN-KEULS nous montre que l'effet du facteur sol agit indépendamment sur la variation de la mycorhization pour former deux groupes homogènes, groupe A pour E8

avec une moyenne de (11.67%) et groupe B pour E9 avec une moyenne de (6.07 %), également pour le facteur variété agisse pour former deux groupes homogènes, groupe A pour les variétés (Dj, T et C) avec des moyennes respectivement (18.02 %, 17.95 %, 17.27 %), et le groupe B pour les trois variétés du témoins avec une moyenne nul. Ainsi que l'interaction sol- variété agisse pour former trois groupes homogènes, groupes A et B contiennent tous les différentes variétés dans les deux sols et le groupe C pour tous les variétés témoins (annexe 9)

3. Etude microscopique

3.1 Taux de colonisation symbiotiques

A fin de déterminer le taux de colonisation des racines par les mycorhizes, des observations microscopique ont été effectuées :

3.1.1 Sol biologique(E8)

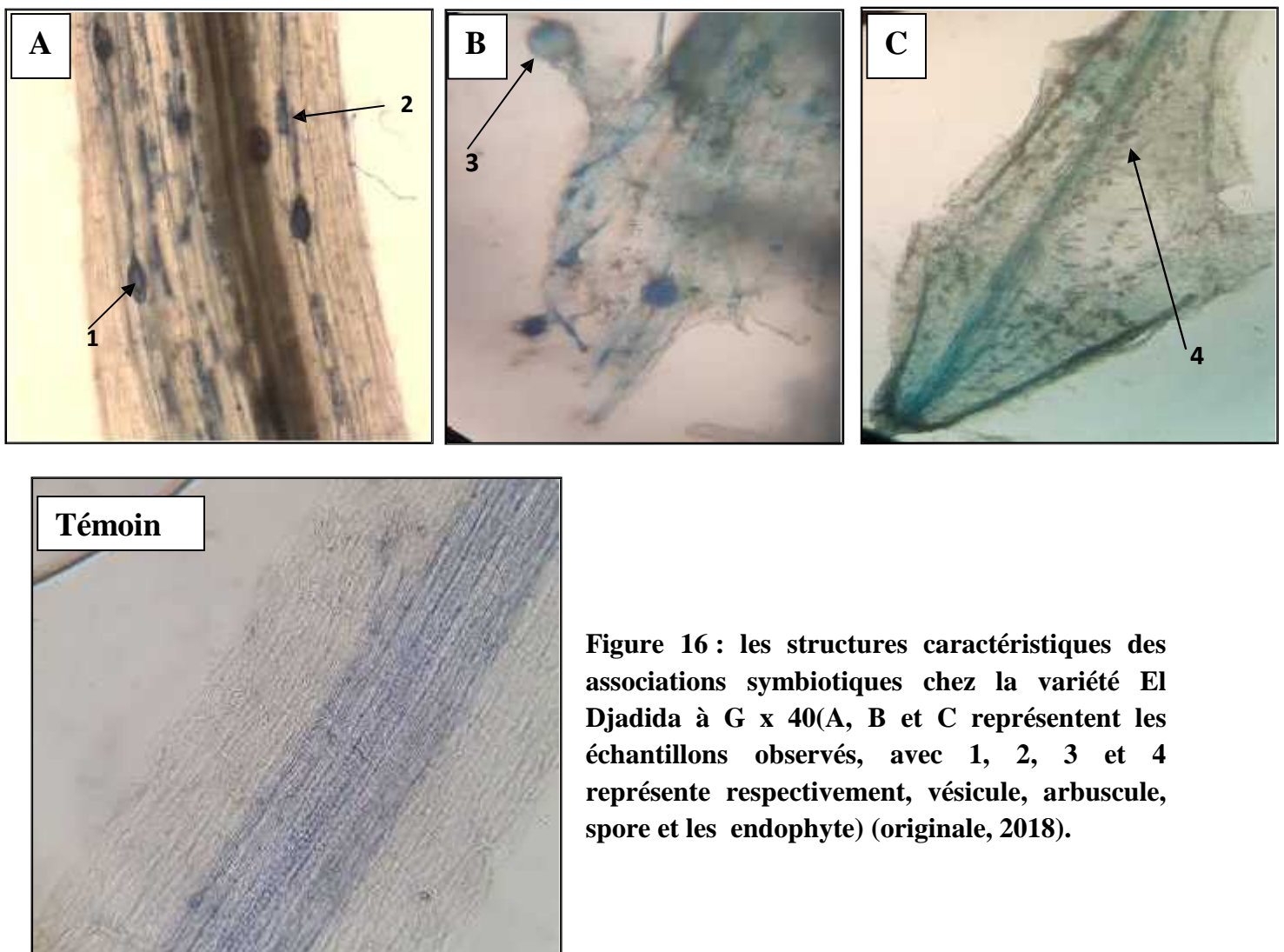


Figure 16 : les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété El Djadida à G x 40(A, B et C représentent les échantillons observés, avec 1, 2, 3 et 4 représente respectivement, vésicule, arbuscule, spore et les endophyte) (originale, 2018).

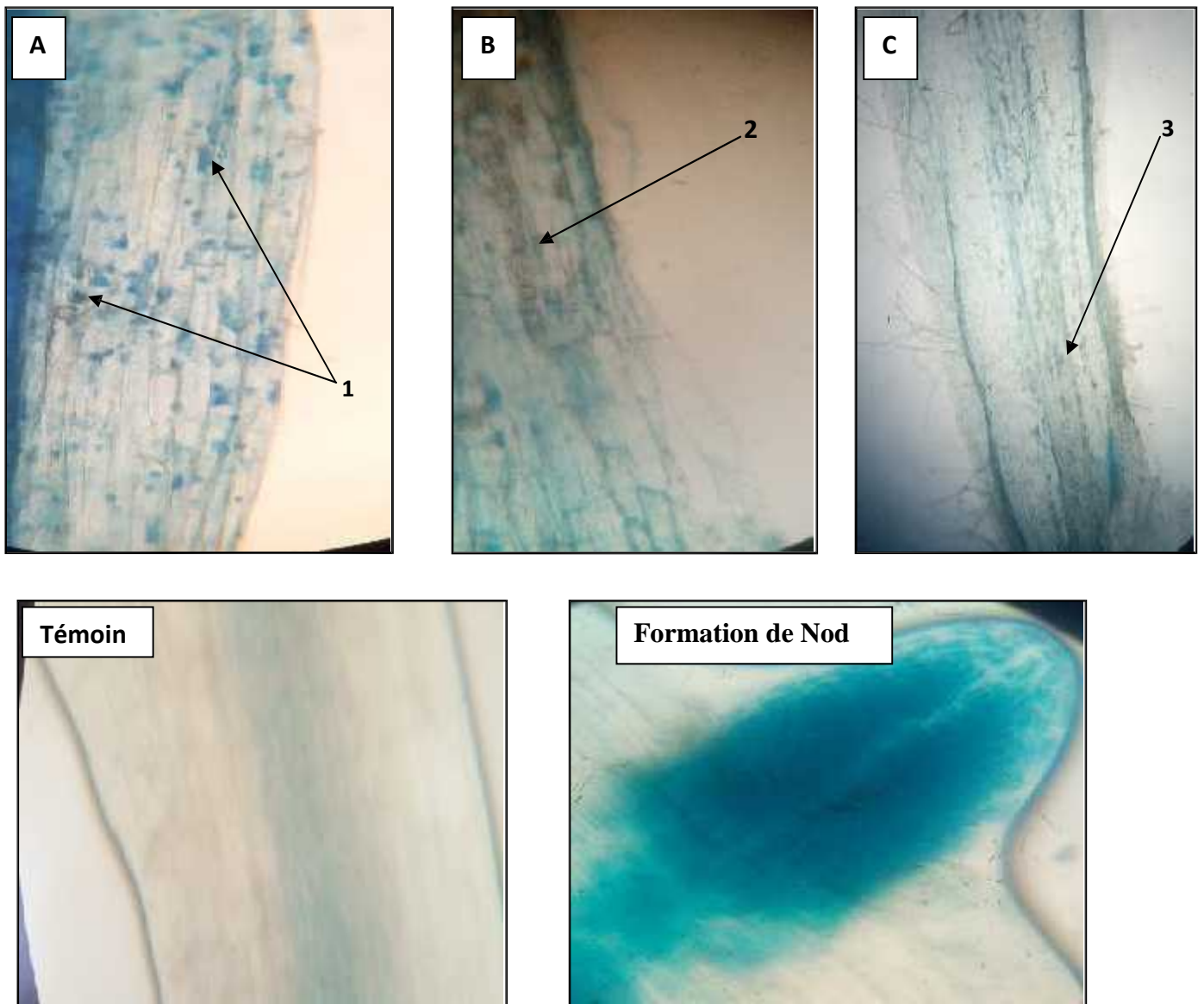


Figure 17 : les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Contender à G x 40(A, B et C représentent les échantillons observés, avec 1, 2 et 3 représente respectivement, vésicule, arbuscule et les endophyte) (originale, 2018).

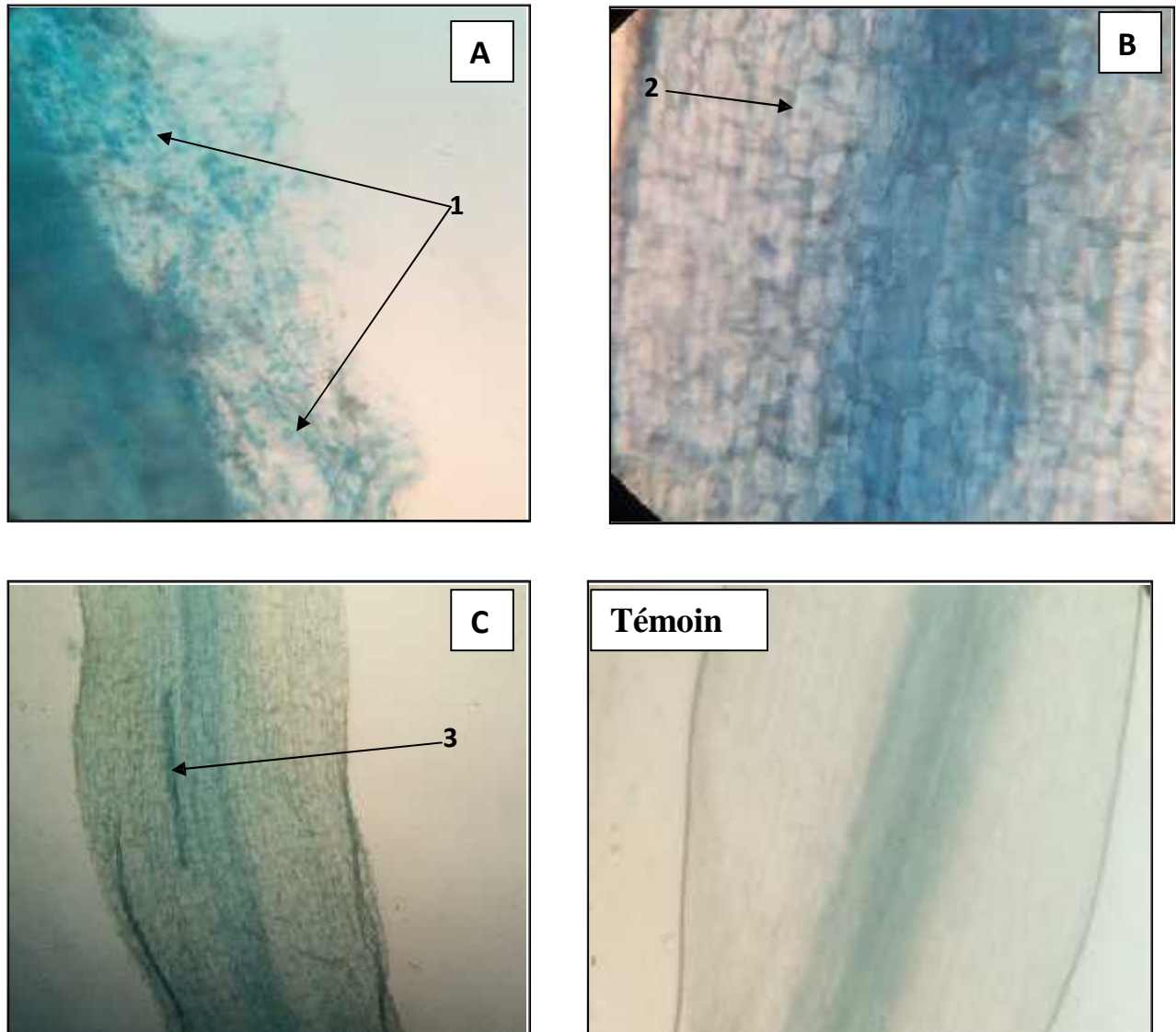


Figure 18 : les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Tema à G x 40(A, B et C représentent les échantillons, observés, avec 1, 2 et 3 représente respectivement, vésicule, arbuscule et les endophyte) (originale, 2018).

3.1.2 Sol intensif (E9)

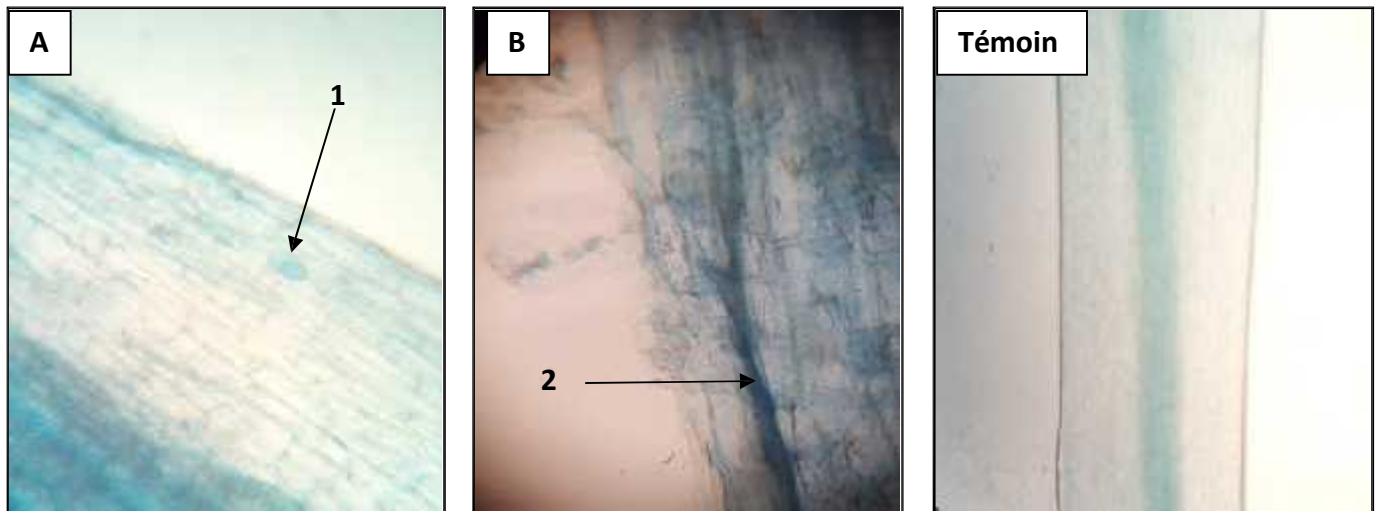


Figure 19 : les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Tema à G x 40(A, B représentent les échantillons observés, avec 1 et 2 représente respectivement, vésicule et l'endophyte) (originale, 2018)

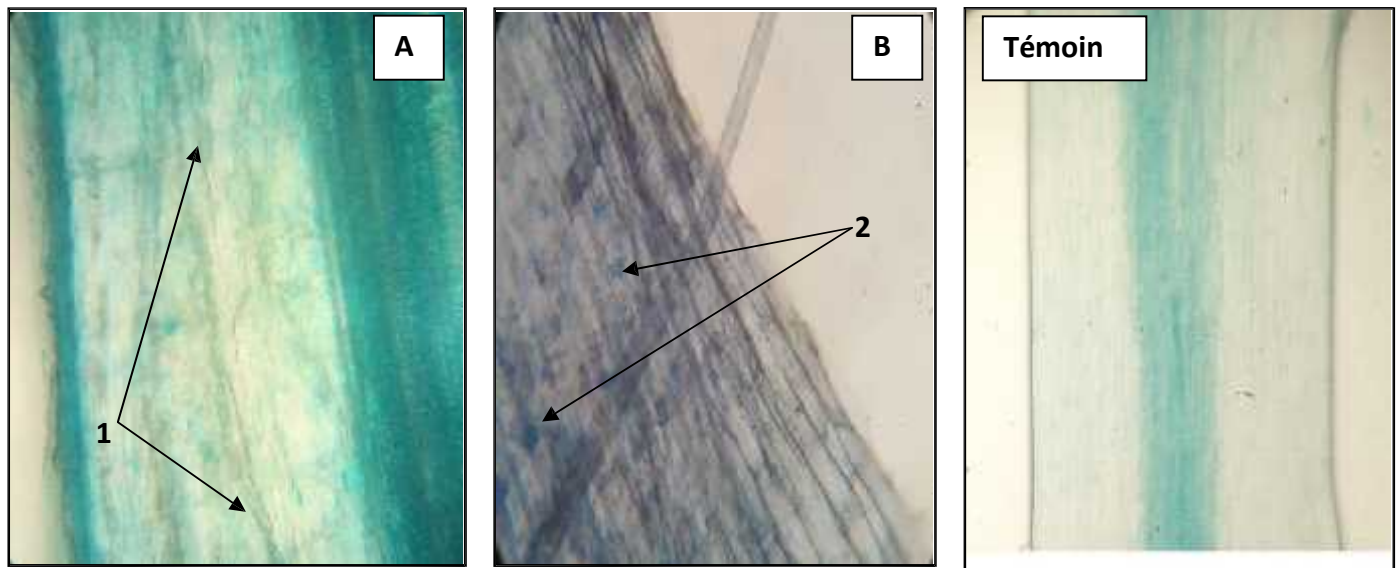


Figure 20 : les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété El Djadida à G x 40(A, B représentent les échantillons observés avec 1 et 2 représente respectivement, les endophyte et les vésicules) (originale, 2018)

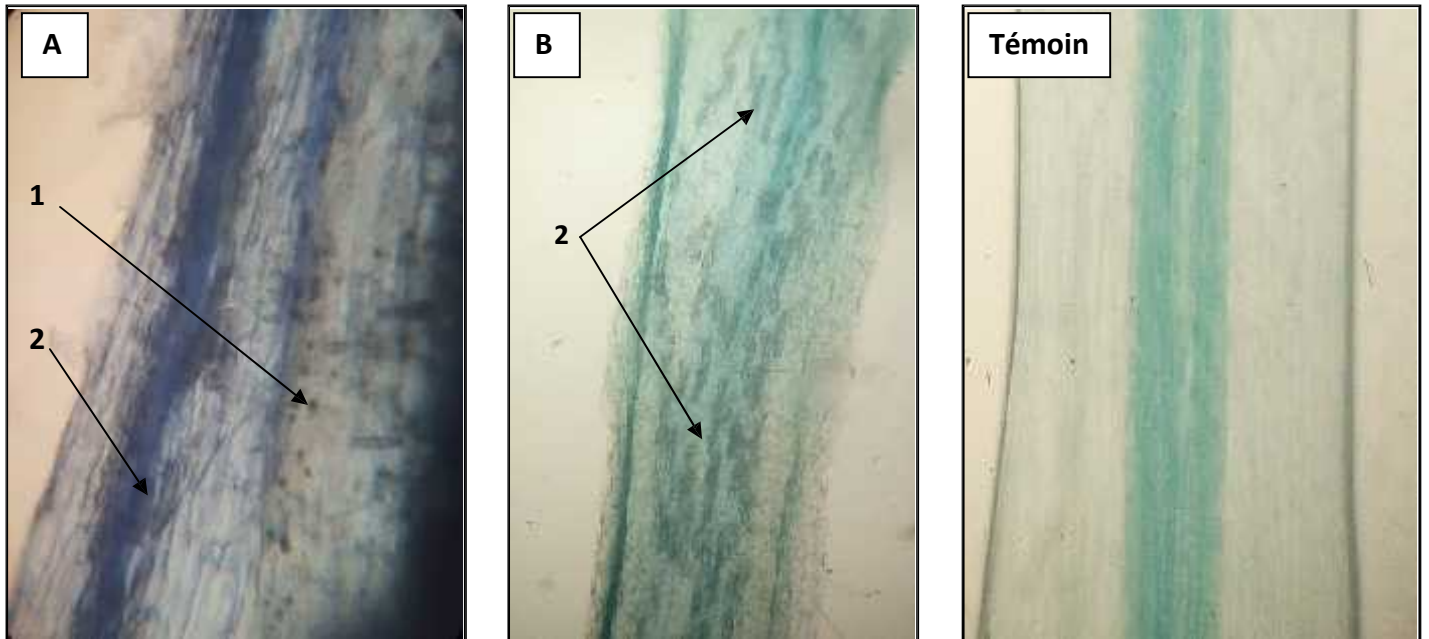


Figure 21 : les structures caractéristiques des associations symbiotiques chez la variété Contender à G x 40(A, B représentent les échantillons observés avec 1 et 2 représente respectivement, vésicule et les endophyte) (originale, 2018)

Selon les observations on remarque que les taux de colonisations des champignons mycorhiziens à arbuscules est faible dans le sol intensif pour les trois variétés C, T et Dj ou on remarque l'absence des arbuscules et la présence des endophytes en plus, avec un taux de colonisation mycorhizien d'une moyenne de 13.26 % chez la variété Tema et 11.32 % chez la variété Contender, ainsi que dans le sol biologique le taux de colonisation mycorhizien est important avec une moyenne de 24.20 % chez la variété El Djadida et 22.64 % chez la variété Tema.

4. Discussion des résultats

La texture sablo-argileuse du sol biologique lui confère une bonne aération et le rend perméable favorisant ainsi le développement des hyphes et du champignon mycorhiziens (LACOMBE et al, 2007) avec le taux important de colonisation (24.20 %) chez la variété El Djadida. Ce résultat confirme la dépendance mycorhizienne du haricot signalé par FROTIN et al, 2008. Contrairement au sol intensif, la mycorhization est représentée uniquement par le nombre de structures internes.

Dans la racine issue du sol biologique les hyphes et les vésicules sont de forme ovoïde caractéristique des vésicules de genres *Glomus* chez la variété El Djadida (figure 15),

Le nombre élevé des vésicules pour les deux échantillons de sol chez le haricot indique une bonne activité symbiotique (TCHAMENI et al, 2008). On note l'absence des arbuscules dans l'échantillon E9 qui pourrait se justifier par leur durée de vie limitée qui ne dépasse pas 10 jours (HAURSE et FESTER, 2005).

Les champignons mycorhiziens ont permis une stimulation de la croissance aérienne du haricot par rapport au témoin ce qui confirme par l'analyse statistique (figure 12). Cela se traduit par l'effet positif qu'apportent les mycorhizes à arbuscules à la plante hôte en favorisant une bonne nutrition minérale (GUISSEON et al, 2001).

D'après les résultats obtenus (figures 14) on remarque que l'association Rhizobia et les champignons mycorhizien donne une mycorhization meilleure il s'agit-là d'un effet synergétique entre les deux partenaires microbiens et c'est ce qui confirme les résultats obtenus (ABDET WAHAB, 2004). On constate une augmentation de la biomasse aérienne du haricot ainsi qu'une augmentation de nombre de nodule et de taux de mycorhization ce qui reviendrait à dire il existerait une synergie entre rhizobia et mycorhize.

Selon les résultats obtenus des observations on remarque une autre association qui existe chez le haricot dans les deux sols étudiés qui est les endophytes.

Les endophytes chez le haricot, ils ne colonisent uniquement que les racines de la plante, de manière extensive. Ils sont caractérisés par la nature de leurs hyphes. Ces dernières sont septées et de couleur sombre de par la présence de mélanine. Ce sont les Dark Septate Endophyte (DSE). Dans les racines, ces champignons forment de façon occasionnelle des micro-sclérotés, (QIANG, WEIS, 2012) Ils ont un rôle particulièrement important dans les milieux arides, semi-arides. Ils ont une importance similaire à celle des mycorhizes : leur distribution est large et leur taux de colonisation est important (effet sur l'acquisition de nutriment et aussi la croissance de l'hôte à divers stress biotique et abiotique (JOHNSON et al., 2014), il protège aussi les plantes contre les éléments toxiques (GILL et al., 2016).

CONCLUSION ET

PERSPECTIVES

Conclusion

L'objet de ce travail est l'étude des associations symbiotiques qui existe chez le haricot (*Phaseolus vulgaris*) des trois variétés (Contender, Tema, El Djadida) cultivées dans deux sols contrastés.

Les résultats de ce modeste travail ont démontré l'existence d'une symbiose mixte chez les trois variétés étudiées (Contender, Tema et El Djadida). Cette symbiose mixte renferme les associations suivantes ; haricot-rhizobia, haricot-mycorhize et haricot-endophytes. Il s'avère que le sol biologique (E8) donne les meilleures associations (nodulaire et mycorhizienne) sauf pour les endophytes qui étaient dominantes dans le sol E9. Notre hypothèse de départ est donc vérifiée.

D'après les résultats biométriques on constate que le sol biologique de la région de Tamda a favorisé la nodulation et la colonisation des mycorhizes de type endomycorhizes (CMA), contrairement au sol intensif d'Imsohel qui a engendré une faible colonisation des mycorhizes et le sol E8 présente une texture Sablo-argileuse ce qui signifie qu'on est face à un sol léger. Contrairement, le sol E9 présente une texture argilo-limoneuse ce qui signifie qu'on est face à un sol lourd donc asphyxiant et défavorable au microorganisme du sol et au système racinaire du haricot.

Les endophytes chez le haricot, ne colonisent que les racines de la plante, de manière extensive. Ils sont caractérisés par la nature de leurs hyphes. Ces dernières sont pestées et de couleur sombre de par la présence de mélanine. Ce sont les Dark Septate Endophyte (DSE). Dans les racines, ces champignons forment de façon occasionnelle des micro-sclérotés. Ils ont un rôle particulièrement important dans les milieux arides, semi-arides. Ils ont une importance similaire à celle des mycorhizes : leur distribution est large et leur taux de colonisation est important (effet sur l'acquisition de nutriment et aussi la croissance de l'hôte à divers stress biotique et abiotique).

A partir des résultats obtenus des perspectives peuvent être proposés pour compléter ce travail:

- Etudier la fixation symbiotique des trois variétés étudiées voir même plus de variétés.
- Etudier en détail chaque association et faire des observations plus poussées dans le cas des mycorhizes et des endophytes
- La mise en évidence de la coloration mycorhizienne

Références bibliographiques

- **ABDENOUR H (1982)** Etude de la fixation de l'azote chez quelques légumineuses. Thèse d'ing. Institut national d'agronomie (INA) d'El Harrach, 72p.
- **ADAMS MW, COYNE DP, DAVIS JH, GRAHAM PH, FRANCIS CA (1985)** Common bean (*Phaseolus vulgaris* L). Ed. In R. J. Summer field and E. H. Roberts, Colins, London, Grain Legume Crops: 433-476.
- **ALKAMA, N, (2010)** Adaptation de la symbiose rhizobienne chez le haricot à déficience en phosphore : Détermination de la réponse de la plante en termes d'échange gazeux et de flux minéraux échangés avec la rhizosphère. Thèse doctorat, ENSA. El-Harrach, Alger, 174 p.
- **APG (2003)** An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for orders and families of flowering plants: APG II. Bot. J. Linn. Soc141: 399-436.
- **BARGAZ A (2012) :** Caractérisation agrophysiologique et biochimique de symbioses haricot (*Phaseolus vulgaris*)-Rhizobia performantes pour la fixation symbiotique de l'azote Sous déficit en phosphore, Université CADI AYYAD, p 8-12, <https://www6.inra.fr/fabatropimed/content/download/3132/31648/file/BARGAZ%20PhD%202012.pdf> consulté le 12//08/2018.
- **BERNAL G, ET GRAHAM PH (2001)** Diversity in the rhizobia associated with *Phaseolus vulgaris* L. in Ecuador, and comparisons with Mexican bean rhizobia. Canadian J Microbiol 47 (6): 526-534.
- **BONFANTE-FASOLO P (1984)**, Anatomy and morphology of VA mycorrhizae, In VA mycorrhiza, Powell, CL et Bagayaraj, DJ, CRC Press, Boca Raton, 5-33.
- **CANADO IC, DOUSSINAGUE C, VILLENA E (2003)** Technicien en agriculture. Ed. Cultural S.A.Madrid. 519 p
- **D.G. STRULLU, (1990) :** les mycorhizes des arbres et plantes cultivées, Québec, p 28-49.
- **DIAW NF (2002)** Utilisation des inoculums de rhizobium pour la culture du haricot(*Phaseolus vulgaris*) au Sénégal. Thèse doctorat. Université Cheikh Anta Diop. Dakar,97 p.
- **DIOUF A (1997)** Caractérisation et utilisation des souches rhizobium isolées du haricot vert (*Phaseolus vulgaris* L.) dans la zone des Niayes au Sénégal. Thèse doctorat, UCAD. Dakar, 96p
- **DUPONNOIS, R., HAFIDI, M., NDOYE, I., RAMANANKIERANA, H., & BA, A. (2013).** Généralités sur la symbiose mycorhizienne: introduction. Marseille:

Références bibliographiques

IRD . 20-55

- **FORTIN JA , PLENCHETTE C, PICHE Y (2008)**, les mycorhizes la nouvelle révolution verte, édition Multi Mondes.
- **FRANK AB (1877)**, Über die biologischen Verhältnisse des Thallus einiger Krustenflechten.—Beiträge zur Biologie der Pflanz en , vol. 2, pp. 123-2 00.
- **FAO STAT (2010)** Agricultural production, crop primary database. Food and agricultural organization of the United Nations, Rome. <http://faostat.fao.org/faostat/>.
- **GARBAYE J (2013)** : la symbiose mycorhizienne, une association entre les plantes et les champignons, Québec p 20-25 et 197-209
- **GOUCEM k (2014)** : Etude de l'activité insecticide des huiles essentielles et des poudres de quelques plantes à l'égard de la bruche du haricot *Acanthocelides obtectus* Say (Coleoptera, Chrysomelidae, Bruchinae) et comportement de ce ravageur vis-à-vis des composés volatils de différentes variétés de la plante hôte (*Phaseolus vulgaris* L.), UMMTO,p4-8
- **HARLEY JL (1989)**, The significance of mycorrhiza. *Mycological Recherch* 92: 129-139.
- **LATATI M (2012)** Adaptation de la symbiose rhizobienne haricot-rhizobium à la défécience en phosphore: Incidence sur la biodisponibilité du phosphore dans la rhizosphère. Thèse magister, ENSA, El Harrach, Alger, 111 p.
- **LAMBERS H, MOUGEL C, JAILLARRD B, HINSINGER P (2009)**, Plant-microbe-soil interactions in the rhizosphere: an evolutionary perspective. *Plant Soil*. 321: 83-115.
- **LAUMONNIER R (1979)** Cultures légumières et maraichères. Ed. J.B. Baillière, Paris, 276
- **LIU RJ, CHEN YL (2007)**, Mycorrhizology. Science Press, Beijing (in Chinese). Smith SE, ReadDJ (1997) Mycorrhizal symbiosis, 2nd edn. Academic, London
- **NYABYENDA, P (2005)** Les plantes cultivées en régions tropicales d'altitude d'Afrique : Généralités, Légumineuses alimentaires, Plantes à tubercules et racines, Céréales. Gembloux : Presses Agronomiques de Gembloux.
- **POCHON N (1981)** La prairie permanente à base de trèfle blanc. Ed. Institut technique de l'élevage bovin. Paris, 104p.
- **PETER, M., BUEE, M., & EGLI, S. (2013)** La biodiversité des champignons mycorhiziens, actrice cruciale du fonctionnement des écosystèmes forestiers. *Les approches intégratives en tant qu 'opportunité de conservation de la biodiversité*

Références bibliographiques

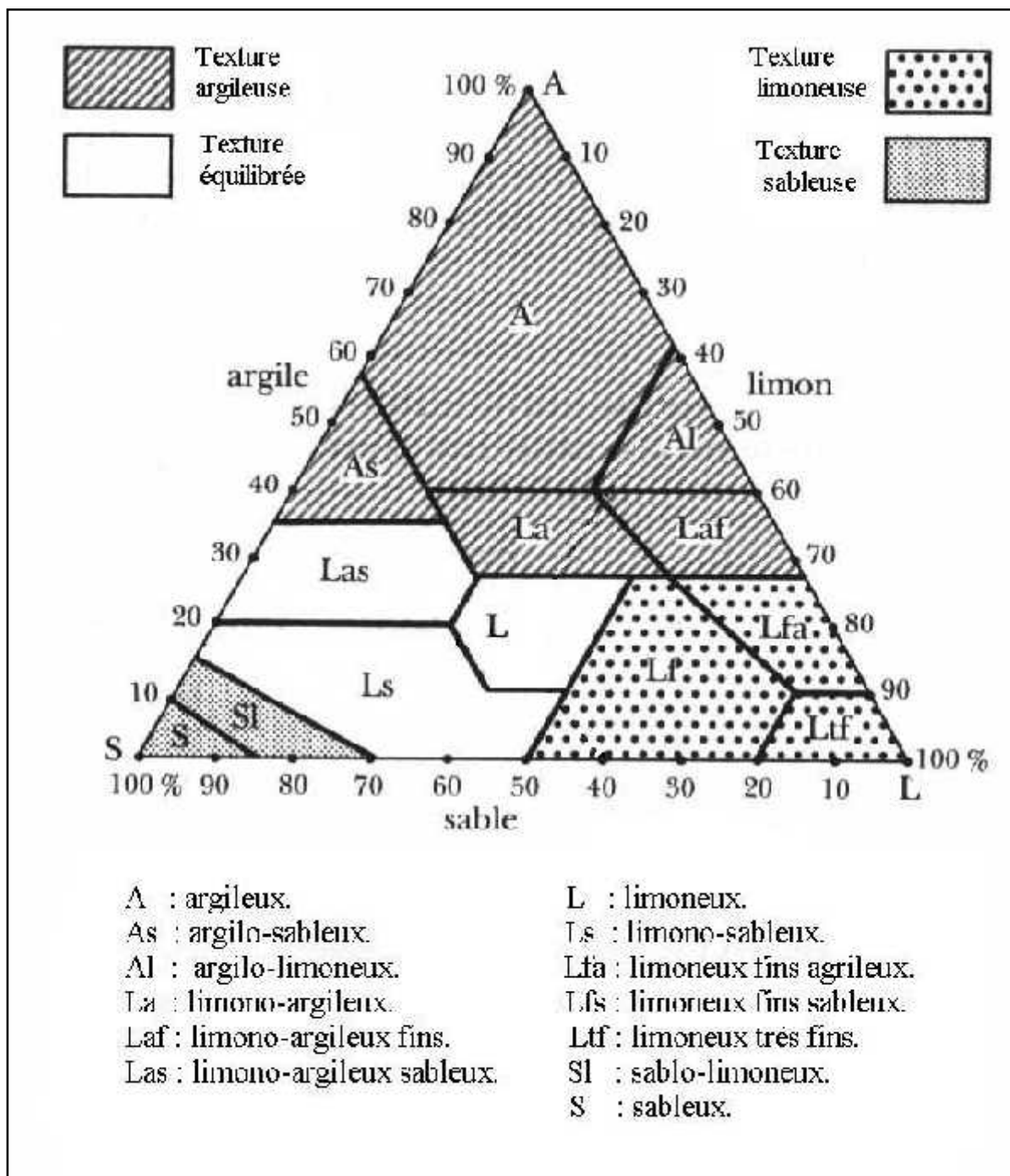
forestière, 180.

- **PLENCHETTE, C. (2005).** Mycorhizes et nutrition phosphatée des plantes. *Journées techniques fruits & légumes et viticulture biologiques*, 103-109
- **POJULA M, FARRERAS A, CASANAS F (2007)** Protein and starch content of raw, soaked and cooked beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Food Chemistry* 102: 1034-1041.
- **SCHULZ B, BOYLE C, DRAEGER S, RÖMMERT AK, KROHN K.** Endophytic fungi: a source of novel biologically active secondary metabolites. *Mycol Res.* **2002** ; 106(9) : 996–1004
- **SMITH SE, READ DJ (1997),** Mycorrhizal symbiosis. Second edition. Academic Press ; HarcourtBrace and Company Publishers, 605p.
- **TOMMERUP IC (1984),** Persistence of infectivity by germinated spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soil. *Trans Br Mycol Soc* 82:275–282
- **VADEZ V, RODIER F, PAYRÉ H, DREVON JJ (1996)** Nodule permeability to O₂ and nitrogenase-respiration in bean genotype varying in the tolerance of N₂ fixation to P deficiency. *Plant Physiol Biochem* 346: 871-878.
- **WORTMANN CS, KIRKBY RA, ELEDU CA, ALLEN DJ (1998)** Atlas of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in Africa. CIAT, Cali, Colombia.

Annexe

1. Interprétation des résultats de l'analyse granulométrique :

1.1 Utilisation du triangle de texture (d'après U.S, département of agriculture).



1.2 Interprétation des résultats des analyses chimiques du sol selon Mémento de l'agronome 1993

- Echelle d'interprétation de la réaction du sol (pH)

Annexe

Valeur pH	Qualification
< 4.5	Extrêmement acide
4.6 – 5	Très fortement acide
5.4 – 5.5	Fortement acide
5.6 – 6.75	Faiblement acide
6.75 – 7.3	Neutre
7.4 – 7.8	Légèrement alcalin
7.9 – 8.4	Moyennement alcalin
8.5 – 9	Fortement alcalin
> 9.1	Très fortement alcalin

➤ **Normes d'interprétation de la conductivité électrique du sol (ds/m à 25 °C)**

C.E (ds/m)	Qualification
< 0.6	Non salé
0.6 – 1.4	Peu salé
1.4 – 2.4	Salé
2.4 – 6	Très salé

➤ **Normes d'appréciation du calcaire total du sol**

CaCO _{3t} (%)	Qualification
5 – 12.5	Faiblement calcaire
12.5 – 25	Modérément calcaire
25 – 37.5	Assez fortement calcaire
37.5 – 50	Fortement calcaire
> 50	Très fortement calcaire

Annexe

➤ Normes d'interprétation de la matière organique

MO %	Qualification
0 - 7	Très pauvre
0.7 – 1.5	Pauvre
1.5 – 3	Moyennement pourvu
3 – 6	Bien pourvu
> 6	Très bien pourvu

2. Les résultats des analyses statistiques : selon le logiciel STATBOX

Tableaux d'ANOVA pour la plante : Test de NEWMAN et KEULS

2.1 La partie aérienne fraîche :

Annexe 1 : Analyse de la variance de MAF

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	90,423	47	1,924				
VAR.FACTEUR 1	0,101	1	0,101	0,157	0,69579		
VAR.FACTEUR 2	65,211	5	13,042	20,293	0		
VAR.INTER F1*2	1,973	5	0,395	0,614	0,6919		
VAR.RESIDUELLE 1	23,137	36	0,643			0,802	30,09%

Annexe 2 test NEWMAN-KEULS de MAF

F2	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES		
1.0	C	4,698	A		
2.0	T	3,671		B	
3.0	DJ	2,58			C
4.0	Ct	1,905			C
6.0	DJt	1,623			C
5.0	Tt	1,508			C

2.2 La partie aérienne sèche

Annexe 3 : Analyse de la variance de MAS

Annexe

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2,29	47	0,049				
VAR.FACTEUR 1	0,001	1	0,001	0,071	0,78691		
VAR.FACTEUR 2	1,452	5	0,29	18,831	0		
VAR.INTER F1*2	0,281	5	0,056	3,647	0,00908		
VAR.RESIDUELLE 1	0,555	36	0,015			0,124	25,53%

Annexe 4 : Teste de NEWMAN-KEULS de MAS variété

F2	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES			
1.0	C	0,815	A			
2.0	T	0,581		B		
3.0	DJ	0,463		B	C	
4.0	Ct	0,433		B	C	D
5.0	Tt	0,338			C	D
6.0	DJt	0,288				D

Annexe 5 : Teste de NEWMAN-KEULS de MAS variétés- sol

F1 F2	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES				
2.0 1.0	E9 C	0,9	A				
1.0 1.0	E8 C	0,73	A	B			
2.0 2.0	E9 T	0,593		B	C		
1.0 2.0	E8 T	0,57		B	C	D	
1.0 4.0	E8 Ct	0,567		B	C	D	
2.0 3.0	E9 DJ	0,548		B	C	D	
1.0 3.0	E8 DJ	0,378			C	D	E
1.0 5.0	E8 Tt	0,377			C	D	E
1.0 6.0	E8 DJt	0,327			C	D	E
2.0 4.0	E9 Ct	0,3				D	E
2.0 5.0	E9 Tt	0,3				D	E
2.0 6.0	E9 DJt	0,25					E

2.3 Le nombre des nodules

Annexe 6 : Analyse de la variance de nodule

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	35226,31	35	1006,466				
VAR.FACTEUR 1	420,254	1	420,254	1,72	0,19949		
VAR.FACTEUR 2	26539,48	5	5307,896	21,726	0		
VAR.INTER F1*2	2403,246	5	480,649	1,967	0,11957		

Annexe

VAR.RESIDUELLE 1	5863,332	24	244,306			15,63	62,18%
---------------------	----------	----	---------	--	--	-------	--------

Annexe 7 : Teste de NEWMAN-KEULS de nodule

F2	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES		
1.0	C	68,5	A		
2.0	T	49,333		B	
3.0	D	33		B	
5.0	Tt	0			C
6.0	Dt	0			C
4.0	Ct	0			C

2.4 Le taux de mycorhization

Annexe 8 : Analyse de la variance de la mycorhization

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	3578,794	35	102,251				
VAR.FACTEUR 1	283,136	1	283,136	40,64	0		
VAR.FACTEUR 2	2837,603	5	567,521	81,459	0		
VAR.INTER F1*2	290,85	5	58,17	8,349	0,00012		
VAR.RESIDUELLE 1	167,206	24	6,967			2,639	29,74%

Annexe 9 : Teste de NEWMAN-KEULS de mycorhization

F2	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
3.0	DJ	18,022	A	
2.0	T	17,953	A	
1.0	C	17,275	A	
5.0	DJt	0		B
6.0	Tt	0		B
4.0	Ct	0		B

Résumé

Le haricot comme toutes les légumineuses présente un intérêt considérable notamment sur le plan nutritionnel, écologique et agronomique. Dans notre étude on cherche à déterminer les différents types d'association chez trois variétés de haricot (Contender, Téma, El Djadida), dans deux sols contrastés (Intensif et biologique). Des analyses de sol ont été réalisées et quelques paramètres biométriques ont été évalués. Les résultats montrent que l'association symbiotique du haricot peut être mixte notamment haricot-rhizobia-mycorhize-endophytes. Cependant, nous notons que dans le sol intensif la mycorhization est faible et les endophytes sont plus présentes par rapport au sol biologique. Aussi, le nombre de vésicules dans les variétés du sol enrichi (intensif) est beaucoup plus faible.

Mots clés : endophytes, haricot, mycorhize, nodules, rhizobia.

Abstract

Beans, like all legumes, are of considerable interest, particularly in terms of nutrition, ecology and agronomy. In our study we try to determine the different types of association in three varieties of beans (Contender, Tema, El Djadida), in two contrasting soils (Intensive and biological). Soil tests were performed and some biometric parameters were evaluated. The results show that the symbiotic association of the bean can be mixed in particular bean-rhizobia-mycorrhiza-endophytes. However, we note that in intensive soil mycorrhization is weak and endophytes are more present compared to the biological soil. Also, the number of vesicles in enriched (intensive) soil varieties is much lower.

Key words: endophytes, beans, mycorrhizae, nodules, rhizobia