

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Ibn Khaldoun –Tiaret–
Faculté Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Génétique Moléculaire et Amélioration des Plantes

Présenté par :

BANACEUR Yahia

HAMZA Ameer

MAHAMMED Farid

Thème

Fabrication d'un bio-engrais à base de mycorhizes.

Soutenu publiquement le 22/06/2023.

Jury :

Président :	Dr. BAROUAGUI S.	MCB à la Faculté SNV, Université de Tiaret.
Encadrant :	Dr. DAHLIA F.	MCA à la Faculté SNV, Université de Tiaret.
Co-encadrant :	Dr. NEHILA A.	MCB à la Faculté SNV, Université de Tiaret.
Examineur :	Dr. BOUFARES K.	MCB à la Faculté SNV, Université de Tiaret.
Invités :	Pr. SADJI F.	Représentant de l'incubateur de l'université de Tiaret.
	Mr. ZELZEL K.	Directeur de la Ferme Pilote de Boukhetache Bouziane de Rahouia.
	Mr. BOURCHATA A.	Directeur de l'Incubateur des Petites et Moyennes Entreprises et des Entreprises Emergentes.
	Mr. MAACHE B.	Directeur de l'Agence Nationale d'Appui et de Développement de l'Entrepreneuriat.
	M ^{me} . BAGHDADI M.	Ingénieur à la Ferme Pilote de Rahouia.

Année universitaire 2022-2023

Remerciements

Avant tout, nous remercions Allah Le Tout Puissant, Miséricordieux, pour nous avoir donné le courage, la force, la santé et la persistance pour finaliser ce travail dans les meilleures conditions.

Nous exprimons nos remerciements et notre gratitude à notre encadrante Mme DAHLIA Fatima et notre Co-encadrante Mme NEHILA Afaf d'avoir accepté de nous encadrer, de ne pas cesser de nous faire bénéficier de leurs nombreux conseils, de leurs critiques, de leurs compétences et de leurs soutiens. Nous les remercions pour nous avoir guider dans la réalisation de ce travail scientifique.

Nous sincères remerciements s'adressent également aux membres de jury : Mme BAROUAGUI Soria et Mr BOUFARES Khaled, nous sommes très honores que vous ayez accepté de faire partie de jury de nous vous remercions pour l'intérêt que vous portez à notre travail.

nos remerciements s'adressent aussi aux responsable et personnel de l'incubateur de l'université de Tiaret, d'avoir accepté notre thème comme projet Startup et nous nous avoir former et guider durant toute l'année.

Nos remercions vivement Pr. Sadjji Fatima, représnetatrice de l'incubateur de l'université de Tiaret, Mr. ZELZEL Khaled, Directeur de la Ferme Pilote de Boukhetache Bouziane de Rahouia, Mr. BOURCHATA Azzeddine, Directeur de l'Incubateur des Petites et Moyennes Entreprises et des Entreprises Emergentes, Mr. MAACHE Bachir, Directeur de l'Agence Nationale d'Appui et de Développement de l'Entrepreneuriat et Mme BAGHEDADI Meriem, Ingénieur à la ferme Pilote de Boukhetache Bouziane de Rahouia, d'avoir accépter d'être présents parmi nous et de participer à l'évaluation de notre produit.

Nous souhaitons également présenter nous remerciements à toutes les personnes qui nous ont aidé à la réalisation de ce travail et en particulier Mohammed HATTAB, les habitants de la région ksar Chellala et le personnel du laboratoire de biotechnologie végétale de la faculté de SNV, Université de Tiaret.

Merci à toute personne qui a contribué de près ou de loin à la finalisation de ce travail.

Dédicaces

*Je présente le fruit de mon travail à l'homme qui m'a élevé sur sa main,
mon très cher père.*

*A ma mère qui a un grand cœur. Que Dieu la protège et la garde pour
moi.*

A mes frères et mes proches.

A mes amis et compagnons des sentiers.

Merci à tous

Yahia Banaceur

Dédicaces

Comme il est beau pour une personne de donner ce qu'elle a de plus précieux, et la plus belle chose est de donner le précieux au plus précieux.

C'est le fruit de mes efforts que je récolte aujourd'hui, c'est un cadeau que je dédie à :

A qui je la préfère à moi, et pourquoi pas, puisqu'elle s'est sacrifiée pour moi et n'a ménagé aucun effort pour me rendre heureux, ma chère mère.

Pour celui qui contrôle nos esprits dans chaque chemin que nous prenons. Une personne avec un visage gentil et une bonne action, mon cher père.

À mes frères, amis et à tous ceux qui m'ont soutenu et aidé de plusieurs façons.

Ameur Hamza

Dédicaces

Tout d'abord, je tiens à remercier DIEU de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail.

Je dédie cet humble travail à :

A ma tendre mère OUM EL KHIER et mon très cher père MOHAMED

A mes sœurs : Aicha et Nadjet

A mon frère : Nouar

A mon binôme : Yahia et Hamza

A mes meilleurs amis.

A tout ceux qui m'aiment et que j'aime.

Farid Mahammed

Liste des abréviations

- A (%)** : Teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier.
- a (%)** : Teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie endo-mycorhizée du système racinaire.
- A** : Arbuscule.
- Angio** : Angiosperme.
- Asco** : Ascomycète.
- BAF** : Poids de la biomasse aérienne fraîche.
- Basidio** : Basidiomycète.
- BRF** : Poids de la biomasse racinaire fraîche.
- Bryo** : Bryophyte.
- CaCO₃** : Calcaire total.
- CE** : Conductivité électrique.
- CMA** : Champignons mycorhizien arbusculaires.
- ECM** : Ectomycorhizes.
- Erica** : Ericaceae.
- F (%)** : Fréquence d'inoculation mycorhizienne.
- Gloméro** : Gloméromycète.
- Gymno** : Gymnosperme.
- H** : Hyphe
- HT** : Hateur de la tige.
- INSID** : Institut National des Sol, de l'Irrigation et Drainage.
- ITA** : Institut de Technologie Agricole
- K₂O** : Potassium total.
- LargFeui** : Largeur des feuilles.
- LongFeui** : Longueur des feuilles.
- LongRac** : Longueur des racines.
- M (%)** : Intensité de colonisation développée dans le système racinaire entier
- MA** : Mycorhize arbusculaires.
- MO** : Matière organique.
- Monotropa** : Monotropaceae.
- N** : Azote total
- Nbr Plt/Pot** : Nombre de plantes par pot.

NbrFeui : Nombre de feuilles par plante.

NbrFolFeui : Nombre de folioles par feuille.

NbrNds : Nombre de nœuds par plante.

Orchida : Orchidaceae.

P₂O₅: Phosphore assimilable.

Pc : Paroi cellulaire

Ptérido : Ptéridophyte.

S.R : Sol rhizosphérique.

SurfFol : Surface foliaire.

V : Vésicule.

VolRac : Volume des racines.

Liste des figures

Figure 1 : Schéma d'une coupe transversale montrant les principaux types d'associations symbiotiques entre des champignons du sol et des racines de végétaux	4
Figure 2 : (a) Aspect macroscopique de l'Ectomycorhize de <i>Hebelomam esophaeum</i> sur racine de l'épicéa et (b) Photographie d'une ectomycorhize formant son manteau fongique au tour de la racine	5
Figure 3 : Photo des différentes formes des ectendomycorhizes : (a) observation microscopique et (b) observation macroscopique	6
Figure 4 : Schéma des mycorhizes éricoïdes	7
Figure 5 : Observation microscopique d'une mycorhize orchidée	7
Figure 6 : Différents groupes de champignons endomycorhiziens : A) Pelotons dans une cellule de la racine de <i>Cephalanthera longifolia</i> et B) Arbuscules d'un champignon endomycorhizien dans les cellules de racine d'oignon.....	9
Figure 7 : Aspect d'un arbuscule de type « Arum »	9
Figure 8 : Mycélium intracellulaire se propageant entre deux cellules corticales et tonnant des arbuscules intercalaires : a :Arbuscule ; ih : hyphe intracellulaire ; cw : paroi cellulaire.....	10
Figure 9 : Aspect d'un peloton arbusculaire (ac) dans le mycorhize MA de type «Paris»	10
Figure 10 : Modes de reproduction chez les endomycorhizes	11
Figure 11 : Prolifération des hyphes, formation des arbuscules et des vésicules	13
Figure 12 : Types de formulations des bio-engrais.....	16
Figure 13 : Système racinaire embryonnaire (A, B, C) et post-embryonnaire (D) du maïs....	28
Figure 14 : Partie aérienne du maïs ; (a) Feuilles de maïs et jeunes épis avec le bourgeon apical des soies ; (b) Mâle en florescence ; (c) Epis de maïs mûr et (d) grains de maïs	29
Figure 15 : Aspects morphologiques des racines (A) tiges (B), feuilles (B), fleurs (C) et gousses (D) de pois chiche	34
Figure 16 : Aspects morphologiques des graines de pois chiche.....	34
Figure 17 : Lieux d'échantillonnage.	37
Figure 18 : Collecte du sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région de Ain Dehab (Photo originale prise en Octobre 2022).	38
Figure 19 : Emballage des variétés de maïs (A) et de pois chiche (B) utilisées dans les expérimentations.	42
Figure 20 : Dispositif expérimental.....	43
Figure 21 : Etapes de traitement des photos par le logiciel Image J afin de déterminer les dimensions des feuilles.....	45
Figure 22 : Etapes de traitement des photos par le logiciel Image J afin de déterminer la surface foliaire.	46
Figure 23 : Quelques étapes de la préparation des racines à la coloration.....	48
Figure 24 : Quelques étapes de la récupération des spores des CMA.....	49
Figure 25 : Estimation de la colonisation mycorhizienne (A) et estimation de l'abondance arbusculaire.	50
Figure 26 : Préparation du bio-engrais à base des CMA (fragments des racines inoculées et terreau stérilisé).	50
Figure 27 : Graines de pois chiche germées.....	51

Figure 28 : Graines de pois chiche germées.....	52
Figure 29 : Variation de la croissance des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence d'une microflore indigène dans le sol.	53
Figure 30 : Variation du nombre de plantes de maïs par pot en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	54
Figure 31 : Variation de la hauteur des tiges des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	55
Figure 32 : Variation du nombre de nœuds par tige en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	56
Figure 33 : Variation du nombre de feuilles par plante de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	57
Figure 34 : Variation de la longueur des feuilles des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	58
Figure 35 : Variation de la largeur des feuilles des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	59
Figure 36 : Variation de la surface foliaire des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	60
Figure 37 : Variation des poids des biomasses aériennes fraîches des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	61
Figure 38 : Variation des poids des biomasses racinaires fraîches des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	62
Figure 39 : Variation des poids des longueur des racines des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	63
Figure 40 : Variation des poids des volumes des racines des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.	64
Figure 41 : Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des paramètres de croissances des plantes de maïs, basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward	65
Figure 42 : Observation microscopique des formes spéciales des CMA observées au niveau des fragments racinaires des plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de la région de Ksar Chellala (x 100).	66
Figure 43 : Observation microscopique des formes spéciales des CMA observées au niveau des fragments racinaires des plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de la région de Gartoufa (x 100).	66
Figure 44 : Observation microscopique des formes spéciales des CMA observées au niveau des fragments racinaires des plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de la région d'Ain Dehab (x 100).	67
Figure 45 : Observation microscopique des spores des CMA extraits à partir du sol rhizosphérique de la région d'Ain Dehab (x 100).	67
Figure 46 : Bio-engrais à base de fragments des racines mycorhizées fabriqué.....	68
Figure 47 : Variation de la croissance des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'une fertilisation du sol par un des bio-engrais produits.	69
Figure 48 : Variation du nombre de plantes de pois chiche levées en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	70

Figure 49 : Variation de la hauteur des tiges du pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	71
Figure 50 : Variation du nombre de nœuds par plante de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	72
Figure 51 : Variation du nombre de feuilles par plante pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	73
Figure 52 : Variation du nombre de folioles par feuille de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	74
Figure 53 : Variation de la surface des feuilles de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	75
Figure 54 : Variation du poids frais de la biomasse aérienne des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	76
Figure 55 : Variation du poids frais de la biomasse racinaire des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	77
Figure 56 : Variation de la longueur des racines des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	78
Figure 57 : Variation du volume des racines des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.	79
Figure 58 : Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des paramètres de croissances des plantules de pois chiche, basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward.	80

Liste des tableaux

Tableau 1: Différents types de mycorhizes.....	3
Tableau 2: Groupes de bio-engrais microbiens	20
Tableau 3: Coordonnées géographiques des zones prospectées.....	37
Tableau 4: Résultats des analyses physico-chimique des sols.....	39
Tableau 5 : Appareillages, matériel, produits et réactifs utilisés aux laboratoires.....	41
Tableau 6 : Analyse des variances du nombre de plantes par pot.	53
Tableau 7 : Analyse des variances de la hauteur de la tige.....	54
Tableau 8 : Analyse des variances du nombre de nœuds par tige	56
Tableau 9 : Analyse des variances du nombre de feuilles par plante	56
Tableau 10 : Analyse des variances de la longueur des feuilles.....	58
Tableau 11 : Analyse des variances de largeur des feuilles.....	59
Tableau 12 : Analyse des variances de la surface foliaire.	60
Tableau 13 : Analyse des variances du poids frais de la biomasse aérienne	61
Tableau 14 : Analyse des variances de poids de la biomasse racinaire	61
Tableau 15 : Analyse des variances de la longueur des racines	62
Tableau 16 : Analyse des variances de volume des racines.....	63
Tableau 17 : Analyse des variances du nombre de plantes levées.....	69
Tableau 18 : Analyse des variances de la hauteur de la tige.....	70
Tableau 19 : Analyse des variances du nombre de nœuds par plante.....	71
Tableau 20 : Analyse des variances du nombre de feuilles par plante.	72
Tableau 21 : Analyse des variances du nombre de folioles par feuille.....	73
Tableau 22 : Analyse des variances de la surface foliaire.	74
Tableau 23 : Analyse des variances du poids frais de la biomasse aérienne.....	75
Tableau 24 : Analyse des variances du poids frais de la biomasse racinaire.....	76
Tableau 25 : Analyse des variances de la longueur des racines.	77
Tableau 26 : Analyse des variances du volume des racines.	78

Table des matières

Remerciements	i
Dédicaces	ii
Liste des abréviations	v
Liste des figures.....	vii
Liste des tableaux	x
Table des matières	xi
Introduction	1
Chapitre 1 : Synthèse bibliographique.....	3
1. Mycorhizes.....	3
1.1. Généralités	3
1.2. Types des mycorhizes	3
1.2.1. Ectomycorhizes	5
1.2.2. Ectendomycorhizes	5
1.2.3. Mycorhizes arbutoïdes	6
1.2.4. Mycorhizes monotropoïdes	6
1.2.5. Mycorhizes éricoïdes.....	6
1.2.6. Mycorhizes orchidoïdes	7
1.2.7. Champignons mycorhiziens à arbuscules	8
1.3. Mode de reproduction des endomycorhizes (mycorhizes arbusculaires).....	10
1.4. Etablissement de la symbiose endomycorhizienne	11
1.4.1. Développement des hyphes dans le sol	12
1.4.2. Rencontre avec la racine	12
1.4.3. Prolifération intra-racinaire et la formation des arbuscules	12
1.4.4. Formation des Vésicules	13
1.5. Rôles des mycorhizes	13
2. Bio-engrais	14
2.1. Généralités	14
2.2. Formulation des bio-engrais.....	15
2.2.1. Formulation à base de support solide.....	16
2.2.2. Formulation liquides	17
2.2.3. De nouvelles possibilités dans les bio-formulations	18
2.3. Types de bio-engrais	18
2.3.1. Bio-engrais fixateurs d'azote	19
2.3.2. Bio-engrais solubilisant du phosphate.....	19
2.3.3. Bio-engrais solubilisant du potassium.....	21
2.3.4. Bio-engrais solubilisant d'autres minéraux.....	21
2.3.5. Bio-engrais promouvant la croissance des plantes.....	22
2.3.6. Bio-engrais améliorant la qualité du compost.....	22
2.4. Production de biofertilisants.....	22
2.5. Application de bio-engrais	23
2.5.1. Traitement des semences.....	23
2.5.2. Inoculation du sol	24

2.6.	Bio-engrais mycorhiziens, défis et applications	24
2.6.1.	Production	24
2.6.2.	Défis	25
2.6.3.	Application	26
3.	Plantes	27
3.1.	Maïs (<i>Zea Mays</i> L.)	27
3.1.1.	Généralités.....	27
3.1.2.	Classification	28
3.1.3.	Description botanique	28
3.1.4.	Types de maïs	30
3.1.5.	Utilisation du maïs	30
3.1.6.	Exigences du maïs	30
3.1.7.	Maladie du maïs	31
3.2.	Pois chiche.....	31
3.2.1.	Généralités.....	31
3.2.2. Classification	32
3.2.4.	Exigences du pois chiche	34
3.2.5.	Culture de pois chiche	35
3.2.6.	Maladies du pois chiche	35
Chapitre 2 : Matériel et méthodes		36
1.	Lieux de réalisation des essais	36
1.1.	Déroulement des expérimentations	36
1.2.	Lieux d'échantillonnage	36
2.	Matériel.....	41
2.1.	Matériels de laboratoire	41
2.2.	Matériel biologique	41
3.	Méthodes.....	42
3.1.	Préparation du sol	42
3.2.	Préparation des plantes de maïs	42
3.3.	Test de l'efficacité de la microflore indigène sur les paramètres de croissance du maïs	44
3.3.1.	Nombre de plantes par pot	44
3.3.2.	Hauteur de la tige	44
3.3.3.	Nombre de nœuds.....	44
3.3.4.	Nombre feuilles par plante	44
3.3.5.	Dimensions des feuilles.....	44
3.3.6.	Surface foliaire	44
3.3.7.	Poids des biomasses aérienne et racinaire fraîches	44
3.3.8.	Longueur des racines.....	47
3.3.9.	Volume des racines	47
3.4.	Fabrication des bio-engrais.....	47
3.4.1.	Vérification de l'inoculation mycorhizienne.....	47
3.4.2.	Estimation du taux de colonisation mycorhizienne à arbuscules racinaire	49

3.4.3.	Préparation des bio-engrais proprement dite.....	50
3.5.	Test de l'efficacité des bio-engrais sur les paramètres de croissance du pois chiche	51
3.5.1.	Préparation des graines.....	51
3.5.2.	Inoculation.....	51
3.5.3.	Paramètres mesurés	52
4.	Analyse statistique	52
	Chapitre 3 : Résultats et discussions	53
1.	Résultats.....	53
1.1.	Effet de la microflore indigène sur les paramètres de croissance des plantes de maïs	53
1.1.1.	Nombre de plantes par pot	53
1.1.2.	Hauteur de la tige	54
1.1.3.	Nombre de nœuds.....	55
1.1.4.	Nombre de feuilles par plante	56
1.1.5.	Longueur des feuilles	57
1.1.6.	Largeur des feuilles	58
1.1.7.	Surface foliaire	59
1.1.8.	Poids frais des biomasses aériennes et racinaires.....	60
1.1.9.	Longueur des racines.....	62
1.1.10.	Volume des racines	63
1.1.11.	Analyse des corrélations.....	64
1.1.12.	Classification hiérarchique	65
1.2.	Inoculation mycorhizienne des racines de maïs	65
1.3.	Efficacité des bio-engrais sur les performances de croissance des plantes de pois chiche	68
1.3.1.	Nombre de plantes levées.....	69
1.3.2.	Hauteur de la tige	70
1.3.3.	Nombre de nœuds.....	71
1.3.4.	Nombre de feuilles par plante	72
1.3.5.	Nombre de folioles par feuilles	73
1.3.6.	Surface foliaire	74
1.3.7.	Poids de la biomasse aérienne fraîche.....	75
1.3.8.	Poids de la biomasse racinaire fraîche	76
1.3.9.	Longueur des racines.....	77
1.3.10.	Volume des racines	78
1.3.11.	Analyse des corrélations.....	79
1.3.12.	Classification hiérarchique	80
2.	Discussions	81
	Conclusion.....	87
	Références bibliographiques	89
	Annexe	
	Résumé	

Introduction

Introduction

Les produits végétaux sont essentiels pour l'Homme car ils fournissent des nutriments essentiels tels que les vitamines, les minéraux, les fibres et les antioxydants, qui sont nécessaires pour maintenir une bonne santé. Ils sont également une source importante de protéines pour les personnes qui suivent un régime végétarien ou végétalien (**Eshel et Martin, 2006**).

Cependant, la production végétale actuelle ne suffit pas à répondre aux besoins de la population croissante de la planète. Il est donc nécessaire d'augmenter la production végétale pour répondre à la demande croissante de produits végétaux. Cela peut se faire par le choix des techniques culturales appropriées (**Foley et al., 2011**).

Les plantes, elles même, en croissant et en se multipliant, ont besoin d'oxygène, d'hydrogène et de dioxyde de carbone, qu'elles trouvent dans l'air ambiant, mais aussi d'azote (bénéfique pour la croissance et le développement de tous les organes végétaux aériens), de phosphore (favorise le développement des racines et améliore la résistance des plantes aux maladies) et de potassium (joue un rôle majeur dans la floraison et la fructification des végétaux, favorise la photosynthèse ; il renforce la résistance des plantes à la sécheresse, à la chaleur et au froid) et de micronutriments qu'elles peuvent trouver dans le sol (**Beauvais, 2011**).

L'augmentation de la production agricole a été rendue possible grâce à l'utilisation d'engrais artificiels commerciaux. L'utilisation d'engrais azotés a été multipliée par près de neuf et le phosphore plus que quadruplé (**Gentili et Jumpponen, 2006**). Aujourd'hui le monde assiste à une grande consommation d'engrais surtout que la moyenne a atteint 110 millions tonnes par ans dans plus de 88 pays (**Liu et al., 2015**).

La consommation d'engrais a augmenté de manière excessive, ce qui a entraîné des répercussions sur le plan économique, car les prix des cultures agricoles ont atteint leurs niveaux les plus élevés depuis de nombreuses années en mars 2022 (**FAO, 2022**).

En cas d'utilisation abusive des engrais chimiques, l'excédent apporté n'est pas consommé par les plantes et reste dans le sol. Le ruissellement et le lessivage entraînent la pollution des eaux souterraines (**Levallois et Phaneuf, 1992**). A long terme, les engrais chimiques se traduisent par une baisse de fertilité et une détérioration des qualités physiques des terres agricoles qui induit à une baisse de la production des cultures, une plus grande sensibilité aux parasites et une diminution des qualités nutritifs des productions (**Frapna, 2013**). L'exposition aux engrais chimiques, à long durée, cause des risques sur la santé des

employeurs tel que les irritations pulmonaires primaires et des risques sur la fertilité des travailleurs (**Mallem et al., 2015**).

Pour éviter ces contraintes, les scientifiques ont, dernièrement, recours au engrais biologiques qui sont des produits contenant des micro-organismes vivants ou dormants (bactéries, champignons, actinomycètes et algues) seules ou combinés à d'autres micro-organismes (**F.A.O., 2019**). Ces microorganismes sont extraits de la rhizosphère. Ils peuvent être des bactéries (rhizobactérie ou bactéries promotrice de la croissance du végétal PGPR) ou des glomales (champignons formant des mycorhizes) formant des symbioses avec les plantes.

Les mycorhizes peuvent faire une symbiose avec plus de 80% des espèces et peuvent être piégés à partir des racines de certaines plantes comme le poireau, le maïs (**Aguilar et al., 2020**) et le jujubier (**Serge, 2001**).

La symbiose mycorhizienne permet d'assurer la croissance et la reproduction de champignon grâce aux sucres (source de carbone) fournis par la plante, une amélioration de la nutrition minérale de la plante, en particulier pour les éléments peu mobiles comme le phosphore et des oligo-éléments tel que le cuivre, zinc et le fer, ce qui se traduit généralement par une stimulation de la croissance (**Dechamplain et Gosselin, 2002**). Par ailleurs on observe chez les plantes mycorhizées une résistance accrue contre certains agents pathogènes des systèmes racinaires (**Plenchette, 2003**). Outre protection contre les micro-organismes pathogènes du sol, les mycorhizes accroissant également la résistance aux stress abiotique : une plante mycorhizées résiste mieux à la sécheresse (**Subramaninm et Charest, 1997**), au froid (**Charest et al., 1993**), au stress hydrique (**Meddich et al., 2000**), à la pollution par des métaux lourd (**Giasson, 2005**) et également à tolérer des niveaux plus élevés de salinité (**Johnson Green et al., 1995**) et de l'acidité du sol (**Paradis et al., 1995**).

C'est dans cette optique que nous avons posé la question : comment sont fabriqués les engrais à base des mycorhizes et quel est leur effet sur les plantes ?

L'objectif de cette étude est de piéger des champignons mycorhiziens dans les racines du maïs, qui vont servir de matière première pour la production d'un bio-engrais et puis tester le produit obtenu sur une culture de pois chiche.

Chapitre 1 :
Synthèse bibliographique

Chapitre 1 : Synthèse bibliographique

1. Mycorhizes

1.1. Généralités

Les mycorhizes, du grec « mukês » pour champignon et « rhiza » pour racines, sont des champignons appartenant au phylum Glomeromycota, distribués sur l'ensemble des écosystèmes (Dalpé, 2005), ils forment une association symbiotique avec les racines d'une plante (Simon et Ivano, 2002). Les mycorhizes constituent la symbiose efficace la plus répandue car ils peuvent vivre avec plus de 80% des plantes terrestres (Fritz *et al.*, 2011 ; Duponnois *et al.*, 2013).

1.2. Types des mycorhizes

Il existe sept types de mycorhizes (Fig. 1, tableau 1) classés selon leur écologie, leur morphologie et leur structure : les mycorhizes à vésicules et à arbuscules ou mycorhizes à arbuscules (MA), les ectomycorhizes (ECM), les ectendomycorhizes, les mycorhizes arbutoïdes, les mycorhizes monotropoïdes, les mycorhizes éricoïdes et les mycorhizes orchidoïdes. 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 (Bâ *et al.*, 2011).

Tableau 1: Différents types de mycorhizes (Bâ *et al.*, 2011)

	MA ⁽¹⁾	ECM ⁽²⁾	Ectendo- mycorhizes	Mycorhizes arbutoïdes	Mycorhizes monotropoïdes	Mycorhizes éricoïdes	Mycorhizes orchidoïdes
Champignons							
Hyphes							
Avec cloison	-	+	+	+	+	+	+
Sans cloison	+	-	-	-	-	-	-
Arbuscules	+	-	-	-	-	-	-
Pelotons	-	-	+	+	+	+	+
Monteau	-	+	+ ou -	+ ou -	+	-	-
Riseau de Hartig	-	+	+	+	+	-	-
Taxon	Gloméro.	Basidio., Asco., Gloméro.	Basidio., Asco.	Basidio.	Basidio.	Asco.	Basidio.
Plantes hôtes							
Taxon	Bryo., Ptérido., Gymno., Angio.,	Gymno., Angio.,	Gymno., Angio.,	Erica.,	Monotropa.,	Erica., Bryo.	Orchida.
Chlorophylle	+(-)*	+	+	+	-	+	- **

⁽¹⁾ MA = mycorhizes à arbuscules ; ⁽²⁾ ECM = ectomycorhizes ; - absent ; + présent ; * rare ; ** les Orchidaceae ne sont pas chlorophylliennes au stade juvénile ; plusieurs Orchidaceae sont chlorophylliennes au stade adulte ; **Gloméro.** : Gloméromycète ; **Basidio.** : Basidiomycète ; **Asco.** : Ascomycète ; **Bryo.** : Bryophyte ; **Ptérido.** : Ptéridophyte ; **Gymno.** : Gymnosperme ; **Angio.** : Angiosperme ; **Erica.** : Ericaceae ; **Monotropa.** : Monotropaceae ; **Orchida.** = Orchidaceae.

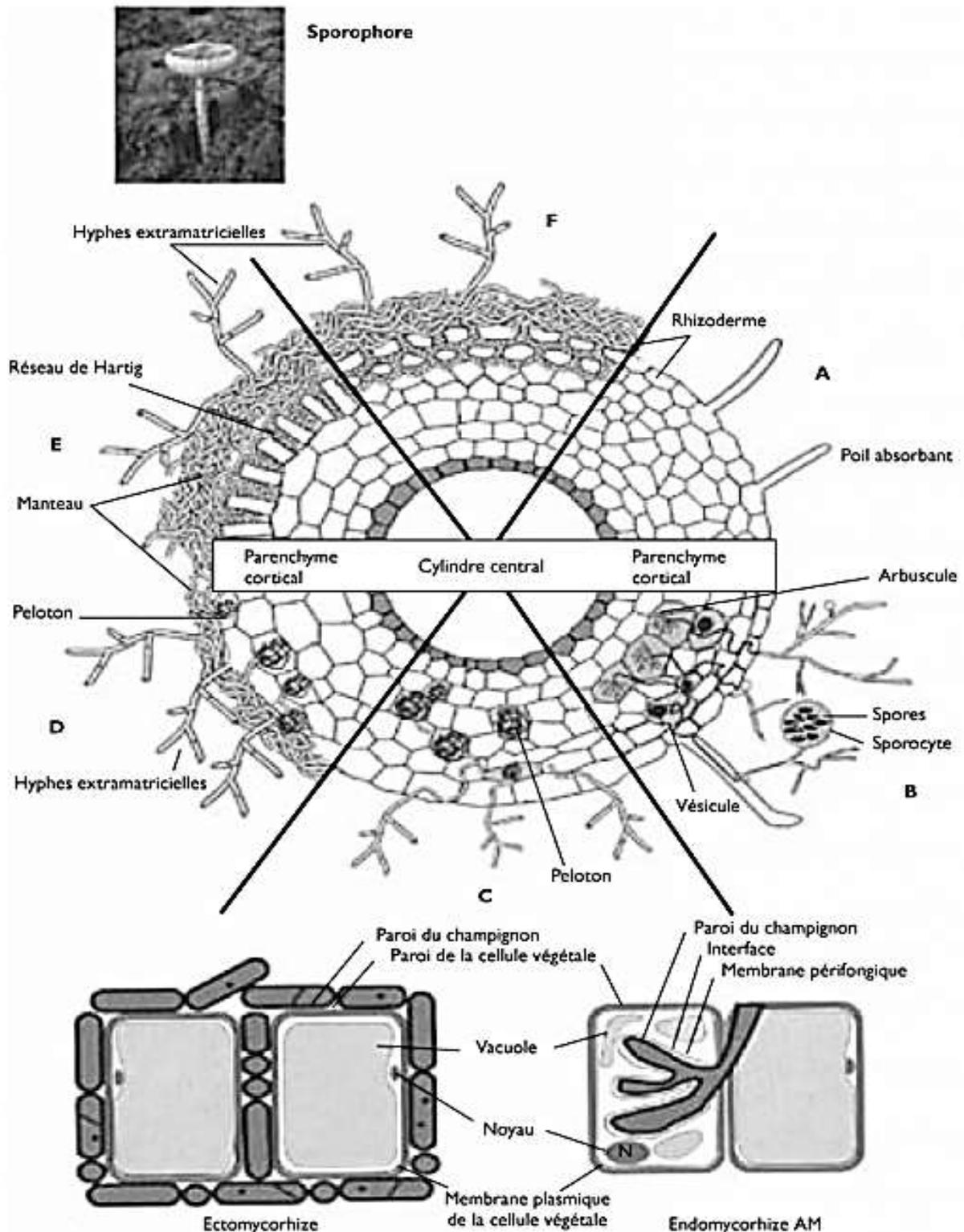


Figure 1 : Schéma d'une coupe transversale montrant les principaux types d'associations symbiotiques entre des champignons du sol et des racines de végétaux ; (A) racine sans mycorhize, (B) endomycorhizes à vésicules et à arbuscules, (C) endomycorhizes à pelotons, (D) ectendomycorhizes, (E) ectomycorhizes chez les angiospermes, (F) ectomycorhizes chez les Gymnospermes (Bâ *et al.*, 2011).

1.2.1. Ectomycorhizes

Dans les ectomycorhizes, le mycète développe une gaine ou un manteau autour des racines nourricières de la plante hôte (**Fig. 2**). Le mycélium pénètre la racine et se développe entre les cellules corticales formant le « réseau de Hartig » (**Fig. 1**) qui constitue l'emplacement de l'échange nutritif entre les associés (**Azcon et Barea, 2010**). La symbiose ectomycorhizienne ne concerne que 3% des espèces végétales mais elle a été, et elle l'est toujours, très étudiée car ces espèces constituent la majorité des ligneux à intérêt économique (**Nouaim et Chaussod, 1996**). Ces mycorhizes sont essentiellement formés par des Ascomycètes ou des Basidiomycètes et sont surtout observées chez les végétaux ligneux (figure 3). Les ectomycorhizes se rencontrent aussi sur le système racinaire de nombreuses espèces d'arbres tropicaux (**Dexheimer, 1997 ; Sugny et Sanglier, 2022**).



Figure 2 : (a) Aspect macroscopique de l'Ectomycorhize de *Hebelomam esophaeum* sur racine de l'épicéa (**Egli et Brunner, 2002**) et (b) Photographie d'une ectomycorhize formant son manteau fongique au tour de la racine (**Zoulim, 2017**).

1.2.2. Ectendomycorhizes

C'est un type intermédiaire de mycorhize qui pourrait être défini. Il s'agit d'une structure intermédiaire entre les endomycorhizes et les ectomycorhizes (**Azcon et Barea, 2010**). Le champignon (**Fig. 3**) forme un manteau, un réseau de Hartig et des pelotons intracellulaires (**Zeggane, 2022**). À partir des hyphes de la base du manteau ou des hyphes du réseau de Hartig, une ramification en forme de coin très aigu perce la paroi cellulaire et représente la formation endomycorhizienne. L'hyphe ne se ramifie pas, mais la surface de contact avec l'hôte est accrue par le développement très important des digitations pariétales (**Dexheimer, 1997**). Les ectendomycorhizes sont seulement formés avec les genres de Pinacée. Ces mycètes sont les plus susceptibles d'être l'étape imparfaite des ascomycètes ; ils peuvent causer les ectendomycorhizes dans quelques espèces d'arbre (**Giri et al., 2005**).

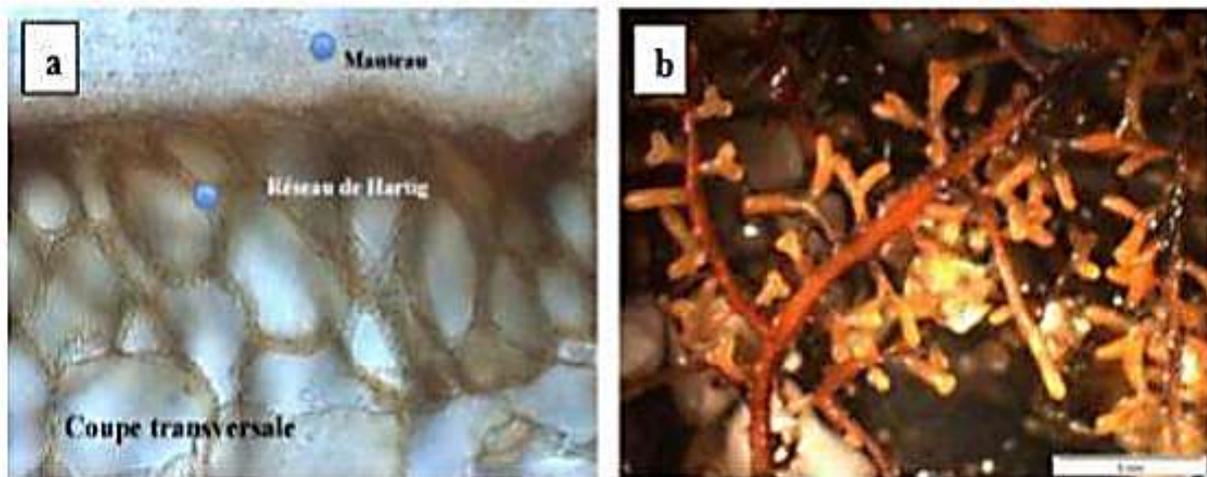


Figure 3 : Photo des différentes formes des ectendomycorhizes : (a) observation microscopique et (b) observation macroscopique (Chabani et Tehache, 2021).

1.2.3. Mycorhizes arbutoïdes

Les mycorhizes arbutoïdes sont des champignons qui forment le manteau fongique et le réseau Hartig, à partir de ces derniers, les hyphes pénètrent à l'intérieur des cellules corticales et forment des pelotons mycéliens (Fig. 1) (Tfyeche, 2022).

1.2.4. Mycorhizes monotropoïdes

Chez les mycorhizes monotropoïdes, les hyphes forment un réseau de Hartig. Certains hyphes de ce réseau croissent vers les cellules corticales entraînant une invagination de la paroi de ces cellules végétales qui épousent alors l'hyphe. Des protubérances dans les cellules corticales les plus externes se forment donc, permettant les transferts de nutriments. Ce type de symbiose n'est formé que par un nombre limité de Basidiomycota et d'Ericaceae : les Monotropacea (Lounici, 2020).

1.2.5. Mycorhizes éricoïdes

Les mycorhizes éricoïdes sont caractérisées par des pelotons fongiques qui se forment dans les cellules épidermiques des poils racinaires fins des espèces éricacées (Fig. 4). Les champignons mycorhiziens éricoïdes établissent des réseaux d'hyphes lâches à l'extérieur chevelus racinaires, à partir desquels ils pénètrent dans les parois des cellules corticales pour former des pelotons intercellulaires qui peuvent emballer de manière dense les cellules végétales individuelles. Cependant, les champignons ne pénètrent pas dans les membranes plasmiques des cellules végétales (Chabani et Tehache, 2021).

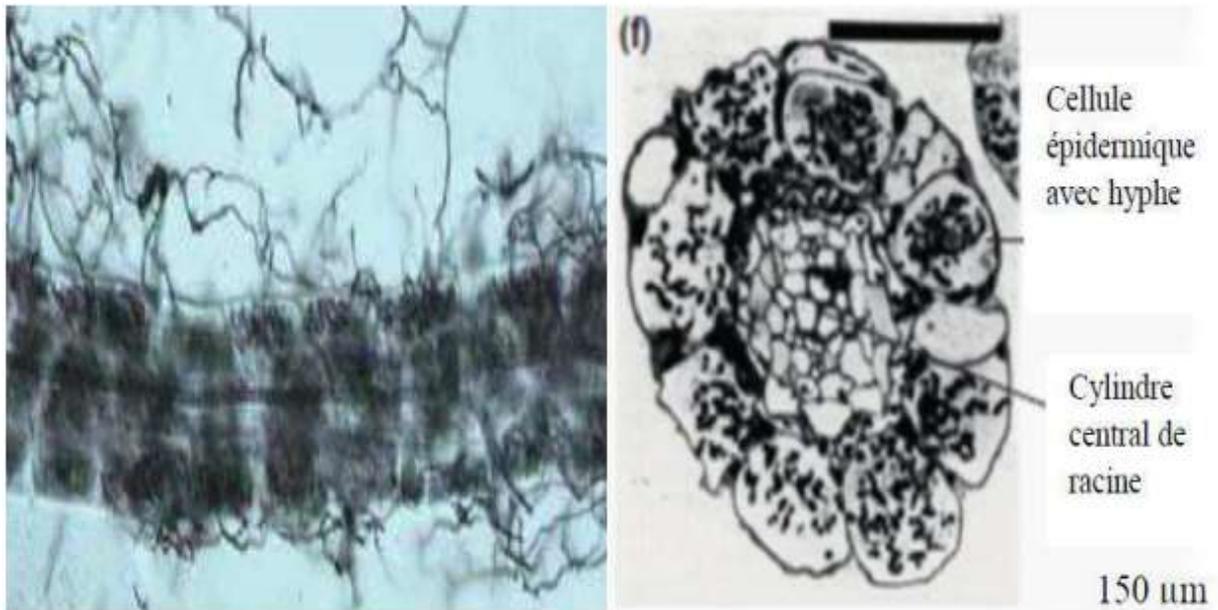


Figure 4 : Schéma des mycorhizes éricoïdes (Chabani et Tehache, 2021).

1.2.6. Mycorhizes orchidoïdes

Les mycorhizes orchidoïdes sont caractérisés par la formation des pelotons d'hyphes dans les cellules corticales du tissu de la racine. De passage, le champignon pénètre dans les cellules exodermiques et les hyphes se ramifient à travers le tissu cortical par pénétration intracellulaire (Fig. 5). Les pelotons s'effondrent au fil du temps. Les cellules peuvent être colonisées par plus d'un hyphe plusieurs fois. Tous les membres de la famille des Orchidacées sont censés former ce type de mycorhizes (**Boukhelifa et Mahmoudia, 2020**).

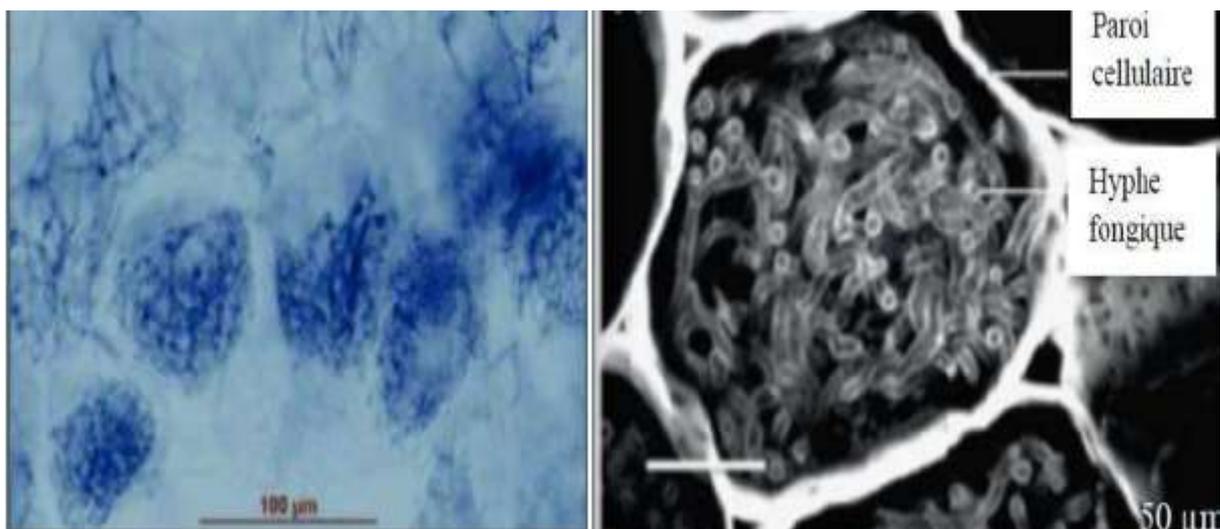


Figure 5 : Observation microscopique d'une mycorhize orchidée (Chabani et Tehache, 2021).

1.2.7. Champignons mycorhiziens à arbuscules

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) c'est le type le plus couramment rencontré, dont les effets bénéfiques sur la croissance et la tolérance aux stress de la majorité des plantes économiquement importantes sont admis (**Bossou *et al.*, 2019**).

Les associations mycorhiziennes varient largement dans leur structure et les fonctions, mais l'interaction la plus commune est l'association mycorhizienne à arbuscules (MA). On estime que plus de 80% de toutes les plantes terrestres, y compris plus agricole, horticole, et les espèces de récolte de bois dur peuvent établir cette association mutualiste (**Goltapeh *et al.*, 2008 ; Fusconi et Berta 2012 ; Chen *et al.*, 2014; Nadeem *et al.*, 2014**). Dans ce type de mycorhizes le mycélium colonise les cellules corticales.

Deux groupes sont distingués : les mycorhizes à arbuscules et les mycorhizes à pelotons d'hyphes cloisonnés (Dexheimer, 1997).

a) Les mycorhizes à pelotons

Dans ce type d'endomycorhize, le champignon pénètre dans les cellules de la racine mais ne forme que très rarement un réseau intercellulaire. L'infection se propage directement d'une cellule à l'autre. Lorsqu'un hyphe pénètre dans une cellule du cortex racinaire, elle s'enroule sur elle-même pour former un peloton comme dans certaines cellules des mycorhizes vasculaire arbusculaire (Fig. 6A). Au sein de ce groupe, on distingue les mycorhizes des Ericacées ou éricoïdes et les mycorhizes des orchidées (Dexheimer, 1997).

b) Les mycorhizes à arbuscules

C'est le type le plus répandu notamment chez les plantes herbacées et beaucoup d'espèces ligneuses (Dexheimer, 1997 ; Giri *et al.*, 2005). Le mycélium se ramifie et se développe dans le parenchyme cortical des racines et forme des arbuscules, des vésicules et des pelotons au sein des cellules. Il n'y a aucune gaine fongique. Les hyphes pénètrent les cellules corticales des racines et forment les vésicules et les arbuscules caractéristiques (Fig 6.B). Le plasmalemme de la cellule hôte invagine et enferme les arbuscules (Giri *et al.*, 2005 ; Fusconi et Berta 2012).

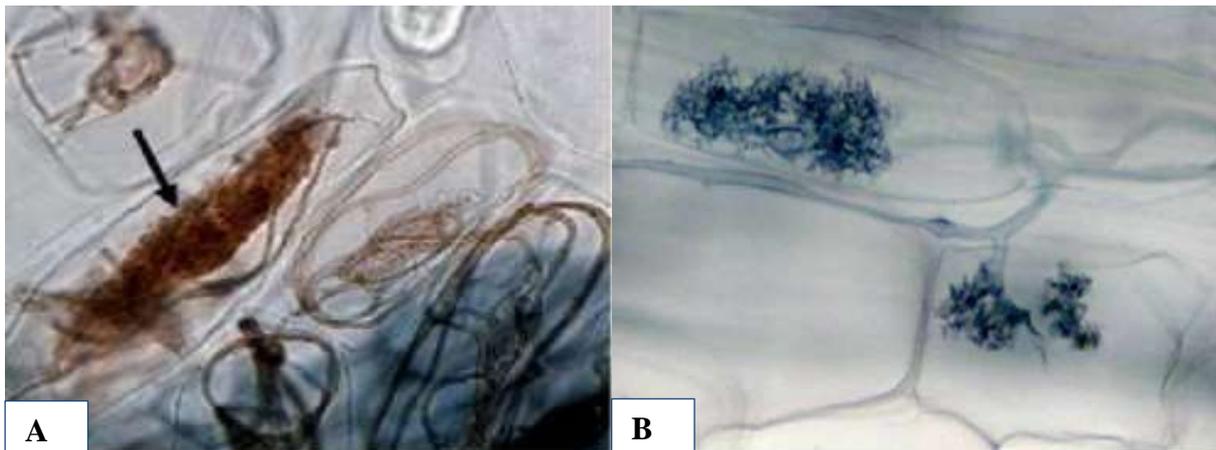


Figure 6 : Différents groupes de champignons endomycorhiziens : A) Pelotons dans une cellule de la racine de *Cephalanthera longifolia* (Dodelin et Sellose, 2011) et B) Arbuscules d'un champignon endomycorhizien dans les cellules de racine d'oignon (Le Tacon, 2019).

Les mycorhizes arbusculaires (MA) sont réparti en deux classes morphologiques majeures, le type « Arum » et le type « Paris ».

Le type « Arum » est dominant chez les plantes cultivées (Smith et Smith, 1997) et dans les écosystèmes naturels (Yamato, 2005). Ce morphotype est caractérisé par une extension rapide du champignon à travers les espaces apoplasmiques, entre les cellules corticales du parenchyme racinaire. Les vésicules, si présentes, sont intra ou intercellulaires, les arbuscules sont terminaux (Fig. 7) sur des branches intracellulaires (Dickson *et al.*, 2007). Les pelotons sont facultatifs, et ne sont pas un composant majeur du mycélium intra-racinaire.

Dans les CMA de type « Arum », le mycélium intercellulaire s'étend dans l'espace intercellulaire du cortex racinaire, ce qui facilite sa propagation rapide et le transfert des nutriments (Dickson *et al.*, 2007). En effet, le développement des CMA du type « Arum » est plus rapide que celui de type « Paris » (Brundrett et Kundrick, 1990).



Figure 7 : Aspect d'un arbuscule de type « Arum » (Dickson *et al.*, 2007).

Le type « Paris » est dominant chez les espèces ligneuses (Yamato et Iwazaki, 2002), il est caractérisé par la présence de pelotons intracellulaires, des pelotons arbusculaires (Fig. 8) (Cavagnaro *et al.*, 2001), des vésicules intracellulaires (Muthukumar et Prakash, 2009), et par l'absence de mycélium intercellulaire (Wubet *et al.*, 2003).

Le champignon se propage directement d'une cellule à une autre à l'intérieur du cortex racinaire et forme plusieurs pelotons, à partir desquels, les arbuscules sont sous forme de structures intercalaires (Fig. 9) (Muthukumar et Prakash, 2009).

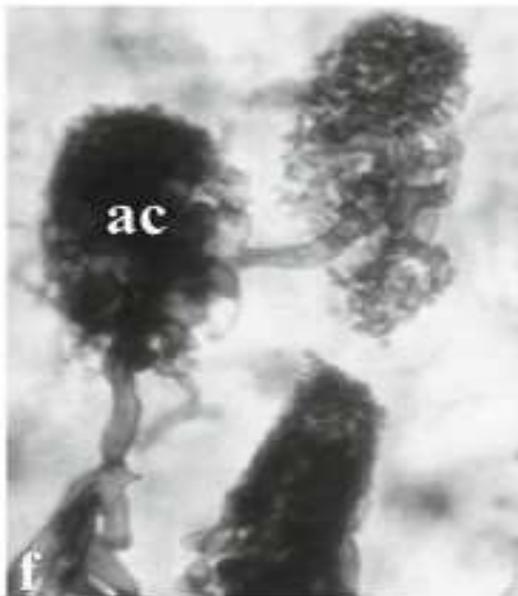


Figure 9 : Aspect d'un peloton arbusculaire (ac) dans le mycorrhize MA de type «Paris» (Muthukumar et Prakash, 2009).

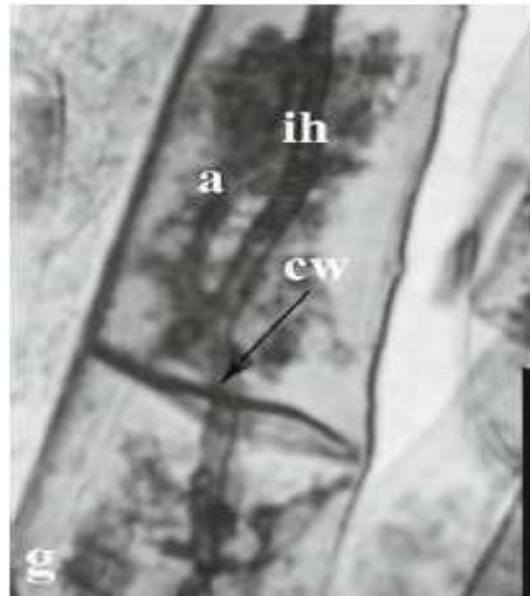


Figure 8 : Mycélium intracellulaire se propageant entre deux cellules corticales et formant des arbuscules intercalaires : a :Arbuscule ; ih : hyphe intracellulaire ; cw : paroi cellulaire (Muthukumar et Prakash, 2009).

1.3. Mode de reproduction des endomycorhizes (mycorhizes arbusculaires)

Il est actuellement admis par la majorité des mycologues que ces champignons sont dépourvus de reproduction sexuée et qu'ils forment des spores asexuées (mitospores) selon un processus de multiplication végétative. Les microspores se forment lorsque l'association symbiotique commence à passer en phase de sénescence ou lorsque le champignon commence à réutiliser les nutriments préalablement stockés dans les racines. Cette élaboration peut se faire à partir des hyphes de la racine ou des hyphes du sol (Gavériaux, 2012).

Certains hyphes mycéliens coenocytiques, appelées hyphes sporogènes, forment des renflements qui contiennent du cytoplasme, de nombreux noyaux, des réserves, principalement

sous forme de lipides ; ces renflements s'entourent ensuite d'une paroi plus au moins épaisse et pluristratifiée (mitosporanges), ce qui permet l'individualisation des spores (Fig. 10).

Parfois la spore est portée par un petit pédicelle (ex. chez les *Archaeospora*) ou se forme à l'extrémité de l'hyphe sporogène (ex. chez les *Glomus*) ; dans quelques cas, les mitospores sont regroupées, forment des agglomérats, les mitosporomes (souvent nommés sporocarpes) enveloppés d'une couche périphérique d'hyphes serrées constituant le périidium. Elles permettent la dissémination de l'espèce, mais elles servent également de structures de stockage ou sont parfois considérées comme des phases de repos dans le cycle biologique.

Chaque spore est entourée d'une paroi qui provient de l'hyphe sporogène avec laquelle elle reste parfois en continuité. Pendant la croissance de la spore, la paroi différencie plusieurs couches. Lorsque la croissance de la spore est terminée, toutes les couches sont formées, mais peuvent encore subir des transformations qui affectent la couleur, la rigidité. La morphologie des spores a été le premier critère retenu pour l'identification des diverses espèces (appelées parfois morpho-espèces) ; on utilisait la taille, la couleur, l'ornementation, les modalités de groupement dans les sporomes, mais surtout la structure de la paroi (Gavériaux, 2012).

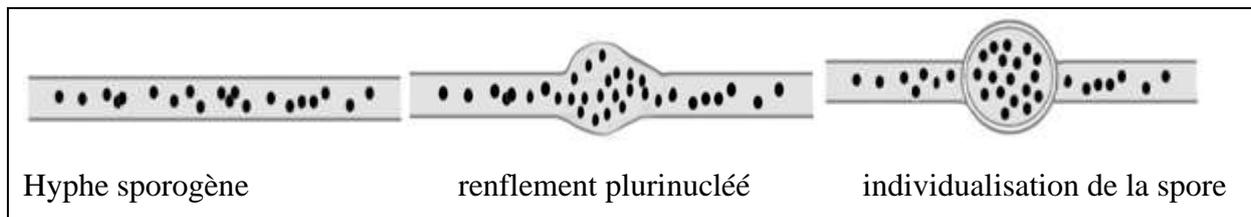


Figure 10 : Modes de reproduction chez les endomycorhizes (Gavériaux, 2012)

1.4. Etablissement de la symbiose endomycorhizienne

L'établissement de la symbiose mycorhizienne matérialise de nouveaux compartiments biologiques dans la rhizosphère. En modifiant la physiologie de la plante et en conséquence la qualité et quantité des exsudats racinaires (**Duponnois et al., 2013**).

Le processus d'établissement d'une association endomycorhizienne à vésicules et à arbuscules est caractérisé par des étapes distinctes impliquant une série de changements morphogénétiques complexes du mycète : germination des spores, différenciation des hyphes, formation d'appressorium, pénétration de racine, croissance intercellulaire, formation d'arbuscule, et transport nutritif (**Goltapeh et al., 2008**).

1.4.1. Développement des hyphes dans le sol

Après la germination de la spore et la formation d'un tube germinatif (**Duponnois et al., 2010**), les premiers hyphes ont deux origines possibles, elles sont issues de la germination d'une spore où proviennent des racines mycorhizées qui se trouvent déjà dans le sol. Ces hyphes ne sont pas cloisonnés, elles ont une structure coenocytique, les noyaux sont dans un même cytoplasme commun ; en fonction de leur activité principale, on peut distinguer plusieurs types d'hyphes extra-racinaires (les hyphes d'absorption, les hyphes conductrices, les hyphes d'infection et les hyphes sporogènes) (**Gavériaux, 2012**).

1.4.2. Rencontre avec la racine

Lorsqu'une racine rencontre au cours de sa croissance, les hyphes du sol, issues d'une germination récente (ou en survie suite à une diminution de leur activité métabolique), les hyphes sont comme attirées, elles viennent se placer le long de la racine, des contacts s'établissent, de petits gonflements apparaissent ; ils correspondent à des appressoriums à partir desquels les hyphes vont pénétrer dans la partie externe de la racine en passant entre les cellules de l'épiderme et du cortex ; les hyphes vont alors pouvoir se développer, se ramifier et coloniser la racine. Cette communication entre l'hyphe et la racine est possible via la libération de substances chimiques par la plante, les plus courantes étant les molécules de strigolactone (le 5-deoxystrigol) qui stimulent l'activité des mitochondries du champignon qui reprend son activité métabolique (**Smith et Read 2008 ; Gavériaux, 2012**).

1.4.3. Prolifération intra-racinaire et la formation des arbuscules

À partir de l'appressorium, l'hyphe va essayer de passer dans les divers espaces intercellulaires disponibles (Fig. 11); selon deux types de propagation: la propagation linéaire où le développement des hyphes s'effectue principalement dans les espaces intercellulaires longitudinaux; et la propagation en enroulement dans lequel les hyphes ont tendance à s'enrouler, à suivre un cheminement tortueux lorsque l'espace intercellulaire disponible est insuffisant (**Gavériaux 2012 ; Nadeem et al., 2014**).

Quelques jours après l'entrée dans le cortex, les hyphes vont se ramifier par dichotomie en donnant des hyphes ayant un diamètre de plus en plus petit ; à partir d'un hyphe initial ayant 10 µm de diamètre, on arrive dans les dernières ramifications à moins de 1 µm de diamètre. L'ensemble de ces ramifications prend la forme d'un petit arbre, d'où le terme d'arbuscule attribué à cette structure qui est un haustorium particulier. L'arbuscule provoque une déformation de la cellule proche dans laquelle il finit par entrer ; toutefois, il n'y a jamais

pénétration dans le cytoplasme dont la membrane cytoplasmique souple s'est invaginée. Il y a ainsi une augmentation considérable de la surface de contact entre l'hyphe et le cytoplasme de la cellule végétale et apparition d'une vaste zone de transfert entre les deux partenaires de la symbiose (Gavériaux 2012 ; Nadeem *et al.*, 2014).

Le mycorhize à arbuscules est devenu fonctionnelle, le champignon obtient les sucres (glucides) qu'il ne sait pas fabriquer. Ces arbuscules vivent peu de temps, en général quelques jours (quelques mois dans le sous-ordre des Gigasporineae), ils sont absorbés par le cytoplasme de la cellule racinaire qui s'approvisionne ainsi en eau, sels minéraux, facteurs de croissance, etc. (Gavériaux, 2012 ; Nadeem *et al.*, 2014).

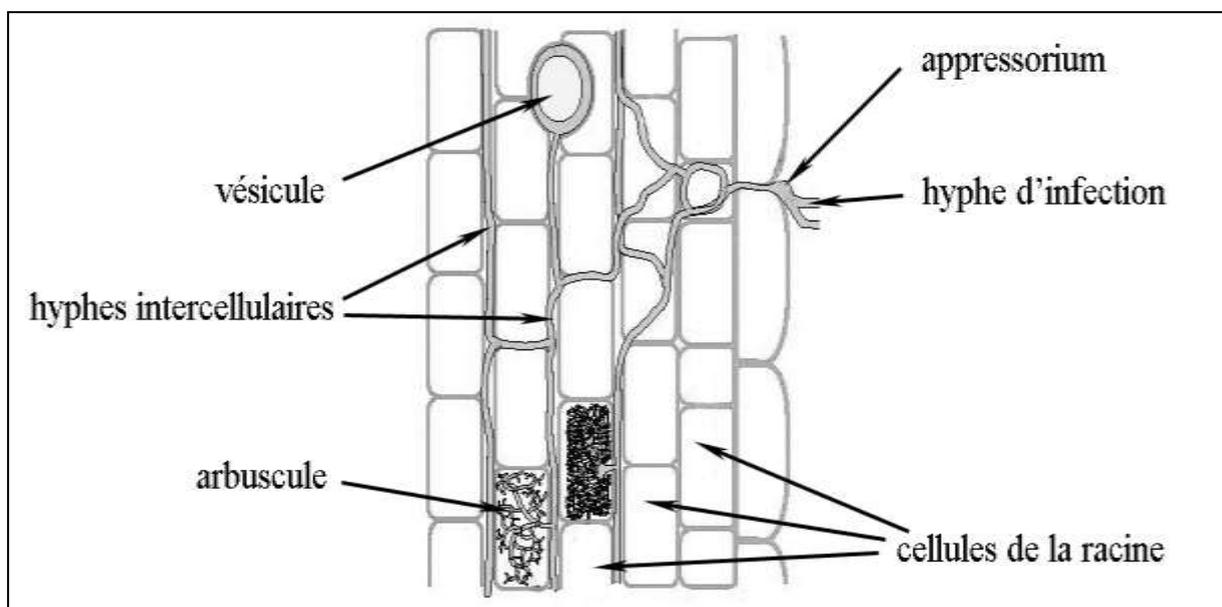


Figure 11 : Prolifération des hyphes, formation des arbuscules et des vésicules (Gavériaux, 2012)

1.4.4. Formation des Vésicules

Après le développement des arbuscules, des hyphes commencent à se renfler à certains endroits de leur parcours ou à leur extrémité pour donner des espaces de stockage qui permettront la mise en réserve de diverses substances : lipides (corps gras), tri-acylglycérol (TAG), etc. Ces structures appelées vésicules peuvent être inter ou intracellulaires, elles contiennent de nombreux noyaux et leur paroi est souvent mince mais peut être épaisse, dans le cortex des racines âgées (Gavériaux, 2012).

1.5. Rôles des mycorhizes

Ces microorganismes ubiquistes évoluent en association symbiotique stricte avec diverses plantes hôtes et jouent un rôle important dans l'absorption de l'eau et la régulation

stomatique. Ils optimisent le développement du végétal via deux voies principales à savoir (i) une stimulation de la nutrition minérale et (ii) une meilleure tolérance ou résistance de la plante vis-à-vis de stress biotiques (impacts de microorganismes pathogènes fongiques, bactériens ou de nématodes phytoparasites) et/ou abiotiques (stress salin, hydrique, métaux lourds) (**Le Tacon et Garbaye 1986 ; Duponnois *et al.*, 2013**). Aux avantages bien connus des mycorhizes sur la croissance végétale et la résistance, s'ajoutent plusieurs bénéfiques, notamment la survie des plantes, leur biodiversité et l'impact sur la microflore du sol (**Dalpé, 2005**). Ils peuvent améliorer la résistance des plantes terrestres aux polluants émergents et les métaux lourds en favorisant l'absorption des nutriments et les activités enzymatiques antioxydantes (**Hua *et al.*, 2021**).

Le mycorhize est particulièrement important en raison de sa capacité à augmenter l'absorption de P inorganique à partir de réservoirs immobiles et/ou organiques, par l'activité des phosphatases sécrétées et des composés organiques qui augmentent la solubilité du phosphate et en étendant la surface racinaire jusqu'à 40 fois, augmentant ainsi significativement le volume de sol explorable (**Rozpadek *et al.*, 2016**).

2. Bio-engrais

2.1. Généralités

Toutes les plantes, du début à la fin de leur vie, ont besoin d'éléments nutritifs pour se développer et donner le maximum de leurs potentialités. Ces éléments nutritifs bien qu'elles se trouvent dans le sol, elles restent, toutefois, non suffisantes pour les plantes. De ce fait, des éléments nutritifs sont apportés au cours de développement des plantes sous forme d'engrais (**Elsayed *et al.*, 2020**).

Au cours des dernières décennies, les engrais chimiques se sont largement répandus dans le monde pour augmenter la production (**Siavoshi *et al.*, 2011**) ; mais ces derniers entraînent une acidité sévère du sol, qui est souvent associée à une carence en phosphore, une diminution de la biodiversité, de la productivité et de la toxicité par l'aluminium (**Savci, 2012**). L'utilisation continue d'engrais chimiques dans les champs agricoles provoque la dégradation des sols et provoque une pollution de l'environnement ; en outre, ils sont nocifs pour la santé humaine (**Trujillo-Tapia et Ramírez-Fuentes, 2016**).

Les chercheurs et les scientifiques ont réussi à trouver une alternative noble pour minimiser l'usage des engrais chimiques d'une part, et assurer une bonne nutrition des plantes d'une autre part. Il s'agit des engrais biologiques nommés aussi bio-engrais (**Rose *et al.*, 2014**).

Les bio-engrais sont définis comme des produits biologiquement actifs ou des inoculants microbiens, à savoir des formulations contenant une ou plusieurs bactéries bénéfiques ou des souches fongiques dans des matériaux de support faciles à utiliser et économiques qui ajoutent, conservent et mobilisent les éléments nutritifs des cultures dans le sol (**Mazid, 2015**). Ce sont des engrais naturels qui sont des inoculants microbiens vivants de bactéries, d'algues, de champignons, seuls ou en combinaison, et qui augmentent la disponibilité des nutriments pour les plantes. Lorsque les bio-engrais sont appliqués comme inoculants de semences ou de sol, ils se multiplient et participent au cycle des nutriments et améliorent la productivité des cultures (**Suhag, 2016**).

L'utilisation de bio-engrais aide à réduire les coûts totaux de fertilisation tout en améliorant la croissance et la productivité des plantes dans des conditions de serre, de pépinière et de champ (**Uribe et al., 2010**). Ils rendent également les plantes saines et les protègent contre l'infection par des maladies et améliorent la fertilité des sols (**Sadhana, 2014**). À ce titre, les bio-engrais sont une composante essentielle d'une stratégie de gestion intégrée de la fertilité des sols (**Uribe et al., 2010**).

2.2. Formulation des bio-engrais

Une formulation appropriée est l'un des facteurs clés pour les biofertilisants contenant des cellules microbiennes vivantes, affectant la qualité de l'agent biologique (**Maçik et al., 2020**). La formulation est déterminée comme un processus au cours duquel la souche microbienne sélectionnée est unifiée avec le porteur (**Bargaz et al., 2018**). Le produit formulé consiste en un ingrédient actif établi dans un support approprié, souvent avec des additifs qui sont responsables de la stabilisation et de la protection des micro-organismes pendant le stockage et le transport (**Namasivayam et al., 2014**). Une bonne formulation permet une introduction efficace des micro-organismes sur le site cible et améliore leur activité afin d'atteindre les bénéfices maximaux après inoculation à la plante hôte. Il est obligatoire que la formulation maintienne sa stabilité pendant la production et la distribution. De plus, il doit également être simple à manipuler et à utiliser par les agriculteurs, doit délivrer les micro-organismes de la manière la plus appropriée et les former et les protéger des facteurs environnementaux agressifs afin de maintenir leur bon état physiologique le plus longtemps possible (**Nehra et Choudhary, 2015**). Le rapport coût-efficacité est un autre aspect important à prendre en compte lors du choix du produit formulé (**Xavier et al., 2004**).

Sur la base de la nature physique et du matériau utilisé comme support, il existe de nombreux types de biofertilisants disponibles sur le marché mondial : des formulations à base de support solide, des formulations liquides, des formulations encapsulées dans des polymères et des formulations séchées en lit fluidisé (**Brahmaprakash et al., 2017**). La figure 12 présente les types de formulations utilisées lors du développement des biofertilisants.

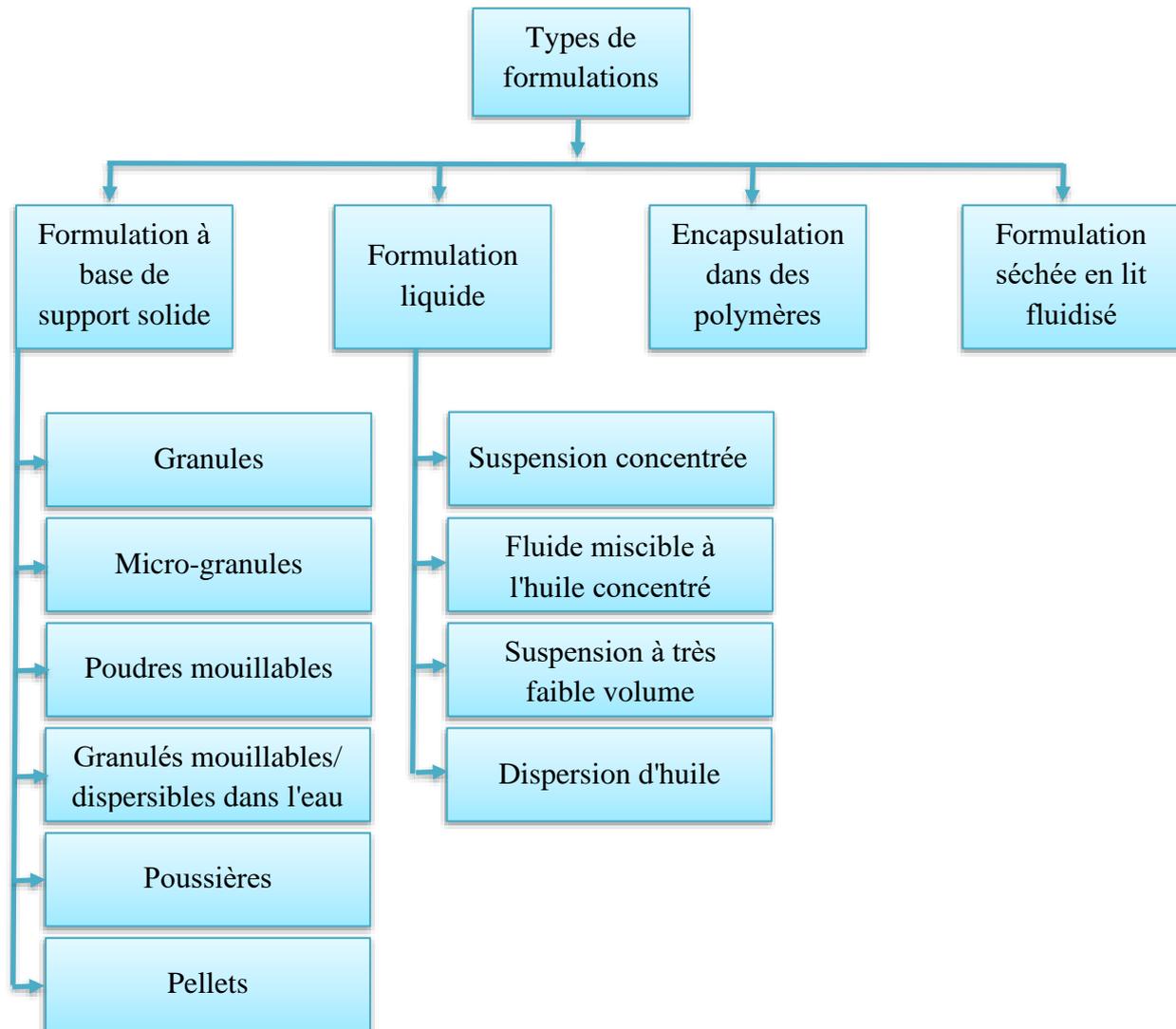


Figure 12 : Types de formulations des bio-engrais (**Maçik et al., 2020**).

2.2.1. Formulation à base de support solide

Les matériaux utilisés comme supports solide ont une origine variée (organique, inorganique ou peuvent être synthétisés à partir de molécules spécifiques) et peuvent être divisés en six catégories (**Sahu et Brahmaprakash, 2016 ; Maçik et al., 2020**) :

- **Sols** : Tourbe, charbon, argiles, lignite, terreau ;

- **Déchets végétaux** : Composts, fumier de ferme, tourteau de soja, son de blé, boue de presse ;
- **Matériaux inertes** : Vermiculite, perlite, bentonite, gels de polyacrylamide, billes d'alginate ;
- Cultures microbiennes lyophilisées simples et bactéries séchées dans l'huile qui permettent une incorporation ultérieure dans un support solide ou peuvent être utilisés tels quels ;
- Inoculants liquides contenant certains additifs améliorant les propriétés du produit final ;
- **Supports à base de capsules** : cellules en capsules et spores en granulés.

Les formulations solides comprennent les granulés, les micro-granulés, les poudres mouillables, les granulés mouillables/dispersibles dans l'eau, les poussières et les pastilles. Ils possèdent certains avantages, par exemple, ils sont bon marché, faciles à produire et leur production ne nécessite pas de dépenses financières élevées ; mais toutefois, ces produits présentent des limites (Mishra et Arora, 2016).

2.2.2. Formulation liquides

Compte tenu des inconvénients des formulations à base de support telles que la faible durée de conservation, la sensibilité aux changements de température, le risque de contamination et le nombre relativement faible de cellules, les formulations liquides ont été développées comme alternative aux biofertilisants à base de support. Ces types de biofertilisants sont également déterminés sous forme de suspensions fluides ou aqueuses et à base de solution pour culture, d'huiles minérales, d'huiles organiques ou de suspensions huile dans l'eau (Bharti et al., 2017). Les bio-formulations liquides englobent les types suivants : suspension concentré, fluide miscible à l'huile concentré, suspension à très faible volume et dispersion d'huile (Mishra et Arora, 2016).

Les biofertilisants liquides sont plus attrayants que les inoculants à base de support en raison de certaines caractéristiques, notamment une durée de conservation plus longue (18 à 24 mois), l'absence de contamination, une manipulation et une application faciles et l'ajout d'ingrédients qui améliorent la croissance et la survie des souches microbiennes (Surendra Gopal et Baby, 2016). De plus, une densité microbienne plus élevée permet un dosage plus faible d'inoculant pour obtenir les mêmes effets qu'avec les formulations à base de supports solides (Maçik et al., 2020).

Malheureusement, les formulations liquides ont certaines limites qui restreignent leur utilisation courante, même dans les pays développés. Ils sont privés de la protection des porteurs

solides et peuvent perdre leur viabilité peu de temps après l'inoculation. Certaines conditions spécifiques (températures fraîches) sont nécessaires pour un stockage de longue durée et, selon ce qui a été rapporté, les biofertilisants liquides présentent une sensibilité accrue aux stress environnementaux (**John *et al.*, 2011**). L'ajout de composants tels que le saccharose, le glycérol, la gomme arabique, la polyvinylpyrrolidone (PVP) peut contribuer à l'amélioration de la capacité de survie des microorganismes dans les formulations liquides (Kaur *et al.*, 2018) en raison des mécanismes comprenant l'inactivation des substances toxiques, une meilleure adhésion d'inoculants aux graines ou de booster la survie des souches pendant le stockage et dans diverses conditions environnementales. Ces additifs sont également responsables de la stabilisation du biofertilisant après l'inoculation et la plantation des graines (**Maćik *et al.*, 2020**).

2.2.3. De nouvelles possibilités dans les bio-formulations

Les progrès significatifs réalisés dans l'amélioration de la formulation ont ouvert de nouvelles perspectives dans le domaine des procédés de piégeage et d'immobilisation des microorganismes considérés comme prometteurs en agriculture (**Herrmann et Lesueur, 2013**). L'immobilisation est un outil biotechnologique faisant référence aux différentes manières d'attacher ou de piéger les cellules dans une matrice (**Vassilev *et al.*, 2017**). La floculation, l'adsorption sur les surfaces, la liaison covalente aux porteurs, la réticulation des cellules et l'encapsulation dans un gel polymère sont des méthodes répandues grâce auxquelles les microorganismes bénéfiques pour les plantes sont immobilisés (**Abdelmajeed *et al.*, 2012**). Cependant, l'encapsulation est considérée comme l'approche la plus attrayante pour la construction de supports de souches microbiennes dans la technologie des biofertilisants (Sivakumar *et al.*, 2014). Au cours de ce processus, les cellules microbiennes sont recouvertes d'une coque protectrice ou piégées dans des matériaux polymères appropriés (**Sathvika *et al.*, 2018**) pour la création de billes perméables aux nutriments, aux gaz et aux métabolites (**John *et al.*, 2011**). Compte tenu de la taille des billes polymériques produites, deux types de techniques d'encapsulation ont été distinguées : la micro-encapsulation (taille des billes allant de 1 à 1000 μm , généralement inférieure à 200 μm) et la macro-encapsulation (taille des billes allant de quelques millimètres à quelques centimètres) (**Maćik *et al.*, 2020**).

2.3. Types de bio-engrais

Les bio-engrais ajoutent des nutriments par les processus naturels de fixation de l'azote atmosphérique, de solubilisation du phosphore et de stimulation de la croissance des plantes grâce à la synthèse de substances favorisant la croissance. Ils peuvent être classés de différentes

manières en fonction de leur nature et de leur fonction (**Thomas et Singh, 2019**). Ce sont des engrais contenant des microorganismes utiles (mycorhizes, PGPR, rhizobactéries, etc.) (tableau 2) et qui ont un rôle et une fonction bien déterminés et qui favorisent la croissance et le développement de la plante toute en améliorant la fertilité du sol (**Thomas et Singh, 2019**). On peut distinguer :

2.3.1. Bio-engrais fixateurs d'azote

Bien l'azote est abondant et omniprésent dans l'air, il est le nutriment le plus limitant de la croissance des plantes car l'azote atmosphérique n'est pas disponible pour l'absorption par les plantes (**Gentili et Jumpponen, 2006**). La fixation biologique de l'azote joue un rôle important dans le cycle de l'azote en transférant le diazote atmosphérique au sol. Cette fixation est réalisée par des micro-organismes (tableau 2) qui, pour certaines, sont adaptées pour former des symbioses avec les racines des plantes ; d'autres ont des associations endo-phytiques intimes avec les plantes ; d'autres vivent en association étroite dans la zone des racines des plantes (rhizosphère) sans former de symbioses endo-phytiques intimes, et de nombreuses bactéries fixatrices d'azote vivant librement dans le sol (**Li et al., 2019**). Les organismes symbiotiques comprennent les membres des Rhizobiaceae qui forment une relation symbiotique avec les plantes légumineuses. En revanche, les organismes non symbiotiques comprennent les cyanobactéries, *Azospirillum*, *Azotobacter*, etc. (**Mahanty et al., 2016**). La quantité d'azote fixée par ces différents systèmes est considérable, bien que les variations résultant des conditions environnementales ou des différentes combinaisons plantes-microbes soient importantes. La proximité de ces micro-organismes avec leurs plantes hôtes permet à ces dernières d'utiliser efficacement l'azote fixé et de minimiser la volatilisation, le lessivage et la dénitrification (**Gentili et Jumpponen, 2006**).

2.3.2. Bio-engrais solubilisant du phosphate

Le phosphore est le second élément nécessaire pour le développement des plantes. Malgré la présence d'énormes quantités de phosphore dans le sol, la majeure partie est insoluble et donc indisponible pour favoriser la croissance des plantes, car celles-ci ne l'absorbent que sous deux formes solubles : la forme monobasique et la forme dibasique. En outre, une grande partie du phosphore inorganique soluble utilisé comme engrais chimique s'immobilise peu de temps après son application dans le champ. Il devient donc indisponible pour les plantes et est gaspillé (**Mahanty et al., 2016**). Les microorganismes capables de mobiliser le P à partir de réservoirs non disponibles dans le sol et d'augmenter la disponibilité du P pour les plantes sont

d'une grande importance. Les principales bactéries solubilisant le phosphore (PSB) appartiennent aux genres *Bacillus* et *Pseudomonas* (tableau 2). En plus des bactéries, les mycorhizes sont les principaux solubilisant et mobilisant du phosphore dans le sol (**Gentili et Jumpponen, 2006**).

Tableau 2: Groupes de bio-engrais microbiens (**Kumar et al., 2017 ; Thomas et Singh, 2019**).

Groupes	Sous-groupe	Exemple de microorganismes que peut contenir le bio-engrais
Fixateur d'azote	Vivre librement	<i>Anabaena</i> , <i>Azotobacter</i> , <i>Beijerinckia</i> , <i>Derxia</i> , <i>Aulosira</i> , <i>Tolypothrix</i> .
	Symbiotique	<i>Rhizobium</i> (<i>Rhizobium</i> , <i>Bradyrhizobium</i> , <i>Sinorhizobium</i> , <i>Azorhizobium</i> , <i>Mesorhizobium</i> , <i>Allorhizobium</i>), <i>Frankia</i> , <i>Anabaena azollae</i> et <i>trichodesmium</i> .
	Associatif	<i>Azospirillum spp.</i> (<i>A. brasilense</i> , <i>A. lipoferum</i> , <i>A. amazonense</i> , <i>A. halopraeferens</i> et <i>A. irakense</i>), <i>Acetobacter diazotrophicus</i> , <i>Heraspirillum spp.</i> , <i>Azoarcus spp.</i> , <i>Alcaligenes</i> , <i>Bacillus</i> , <i>Enterobacter</i> .
Solubilisation de phosphore	Bactérie	<i>Bacillus megaterium</i> , <i>B. subtilis</i> , <i>B. cirulans</i> , <i>B. polymyxa</i> , <i>Pseudomonas striata</i> , <i>Trichoderma</i> , <i>Rhizobium</i> , <i>Burkholderia</i> , <i>Achromobacter</i> , <i>Agrobacterium</i> , <i>Micrococcus</i> , <i>Aereobacter</i> , <i>Flavobacterium</i> et <i>Erwinia</i> .
	Champignons	<i>Penicillium spp.</i> , <i>Aspergillus awamori</i> , <i>Rhizoctonia solani</i>
Mobilisation de phosphore	Mycorhizes arbusculaires	<i>Glomus sp.</i> , <i>Gigaspora sp.</i> , <i>Acaulospora sp.</i> , <i>Scutellocystis sp.</i> et <i>Scutellospora sp.</i>
	Ectomycorhizes	<i>Laccaria sp.</i> , <i>Pisolithus sp.</i> , <i>Boletus sp.</i> , <i>Amanita sp.</i>
	Mycorhizes Ericoïdes	<i>Pezizellaericae</i>
	Mycorhizes orchidoïdes	<i>Rhizoctonia solani</i>
Solubilisation du potassium	Ectomycorhizes	<i>Laccaria sp.</i> et <i>Amanita sp.</i>
	Bactéries	<i>Bacillus mucilaginosus</i> et <i>Bacillus edaphicus</i>
Solubilisation le silicate et le zinc	Mycorhizes éricoïdes	<i>Pezizella ericae</i> .
	Bactéries	<i>Bacillus subtilis</i> , <i>Thiobacillus thiooxidans</i> et <i>Saccharomyces spp.</i>
Promouvoir la croissance	PGPR	<i>Bacillus edaphicus</i> , <i>B. mucilaginosus</i> et <i>Paenibacillus glucanolyticus</i>
Amélioration de la qualité du compost	Mycorhizes	<i>Glomus sp.</i> , <i>Gigaspora sp.</i> , <i>Acaulospora sp.</i> , <i>Scutellocystis sp.</i> et <i>Scutellospora sp.</i> , <i>Laccaria sp.</i> , <i>Pisolithus sp.</i> , <i>Boletus sp.</i> , <i>Amanita sp.</i> , <i>Rhizoctonia solani</i>
	Champignons	<i>Penicillium spp.</i> , <i>Aspergillus awamori</i> , <i>Rhizoctonia solani</i>
	Bactéries	<i>Azotobacter</i>

Les mycorhizes qui récupèrent le phosphate du sol et mobilise le phosphore insoluble en recrutant la phosphatase alcaline, qui à son tour augmente la minéralisation du phosphore. Le bio-engrais solubilisant de phosphore contribue de manière significative au pool de phosphate dans le biome du sol en convertissant le phosphate inorganique ou organique insoluble en orthophosphate soluble (P_i) (Mandal et Passari, 2021).

2.3.3. Bio-engrais solubilisant du potassium

Le potassium est le troisième macronutriment essentiel à la croissance des plantes et aux processus métaboliques qui se déroulent dans leurs cellules. Ce macronutriment est présent dans le sol sous les formes suivantes : K minéral, K non échangeable, K échangeable et K en solution. La quantité totale de K dans le sol est comprise entre 0,04 % et 3 %. Cependant, la plupart du K du sol (90-98%) est du K minéral, et devient donc indisponible directement pour l'absorption par les plantes (Mačik *et al.*, 2020). Il a été constaté que divers groupes de micro-organismes tels que les bactéries, les champignons et les actinomycètes augmentent la disponibilité du potassium.

Les mécanismes impliqués dans la solubilisation du K comprennent la transformation du K indisponible en forme disponible par la création de complexes métallo-organiques avec l'ion Si_4^+ pour amener le K dans la solution du sol, la dissolution du feldspath causée par la diminution du pH, le cation structurel minéral libéré par l'attaque du H^+ dérivé des acides organiques, la libération du K de l'orthoclase par les acides carboxyliques et le polysaccharide capsulaire synthétisé par des bactéries du genre *Bacillus* et certaines ectomycorhizes (tableau 2) (Etesami *et al.*, 2017).

2.3.4. Bio-engrais solubilisant d'autres minéraux

Les micro-organismes vivant dans le sol peuvent également être utilisés comme biofertilisants pour fournir divers nutriments autres que l'azote, le phosphore et le potassium tels que le zinc, le fer et le cuivre.

Le zinc, qui est présent en faible concentration dans la croûte terrestre, est donc appliqué à l'extérieur sous forme de sulfate de zinc soluble, plus coûteux, pour pallier ses carences dans les plantes. Cependant, certains microbes du genre *Bacillus* et *Saccharomyces* et des mycorhizes éricoïdes (tableau 2) peuvent solubiliser des composés de zinc insolubles moins coûteux tels que l'oxyde de zinc, le carbonate de zinc et le sulfure de zinc dans le sol (Ansori et Gholami, 2015). De même, les micro-organismes (genre *Bacillus*) peuvent hydrolyser les silicates et les silicates d'aluminium en fournissant des protons (qui provoquent l'hydrolyse) et

des acides organiques (qui forment des complexes avec les cations et les retiennent à l'état dissous) au milieu tout en métabolisant, ce qui peut être bénéfique pour les plantes (**Cakmakci et al., 2007**).

2.3.5. Bio-engrais promouvant la croissance des plantes

Ce sont des bio-engrais contenant des rhizobactéries favorisant la croissance des plantes (PGPR) qui sont un groupe de bactéries colonisant les racines ou le sol de la rhizosphère et qui sont bénéfiques pour les cultures. Les inoculants PGPR favorisent la croissance en supprimant les maladies des plantes (Bio-protectants), en améliorant l'acquisition des nutriments (Biofertilisants) ou en produisant des phytohormones (Biostimulants). Les espèces de *Pseudomonas* et de *Bacillus* peuvent produire des phytohormones ou des régulateurs de croissance encore mal caractérisés qui permettent aux cultures d'avoir une plus grande quantité de racines fines, ce qui a pour effet d'augmenter la surface d'absorption des racines des plantes pour l'absorption de l'eau et des nutriments. Ces PGPR sont appelés biostimulants et les phytohormones qu'ils produisent comprennent l'acide indole-acétique, les cytokinines, les gibbérellines et les inhibiteurs de la production d'éthylène (**Kumar et al., 2017**).

2.3.6. Bio-engrais améliorant la qualité du compost

Les bio-engrais sont également utilisés pour enrichir le compost et pour améliorer les processus bactériens qui décomposent les déchets de compost. Les biofertilisants appropriés pour l'utilisation du compost sont les cultures fongiques cellulolytiques et phospholytiques et l'*Azotobacter*. L'oxydation des résidus solides organiques microbiens provoque la formation de matériaux contenant de l'humus, qui peuvent être utilisés comme engrais organique qui aère, agrège, tamponne et maintient suffisamment le sol humide, en plus de fournir des minéraux bénéfiques pour les cultures et l'augmentation de la diversité microbienne du sol (**Thomas et Singh, 2019**).

2.4. Production de biofertilisants

Le développement et la production d'un biofertilisant efficace est une procédure en plusieurs étapes comprenant les étapes suivantes (**Stamenkovi et al., 2018**) :

- Sélection d'une culture appropriée et isolement des microbes efficaces ;
- Détermination des propriétés des micro-organismes sélectionnés sur un milieu approprié avec les conditions de croissance appropriées ;
- Mise à l'échelle de la biomasse microbienne ;

- Sélection d'un support ;
- Formulation du bioinoculant ;
- Etudes de terrain ;
- Expérimentations à grande échelle et production au niveau industriel ;
- Mise en place d'un système de contrôle qualité, de stockage et de transport.

Les micro-organismes utilisés comme biofertilisants doivent posséder certaines caractéristiques qui déterminent leur utilité et leur efficacité. Ces propriétés comprennent une compétence élevée de la rhizosphère, la promotion de la croissance et du développement des plantes par divers mécanismes ou par la sécrétion de substances biologiquement actives et la compatibilité avec les rhizobactéries indigènes habitant le sol. Ils devraient également être faciles à multiplier en masse, présenter un large champ d'action et ne pas constituer une menace pour l'environnement naturel (Nakkeeran *et al.*, 2005).

2.5. Application de bio-engrais

Les biofertilisants peuvent être appliqués sur les semences, les plantes ou directement sur le sol (Mahmood *et al.*, 2016).

2.5.1. Traitement des semences

Le traitement des semences reste la pratique la plus courante d'application de bio-engrais en raison de sa simplicité et de la faible quantité de produit nécessaire à l'inoculation (Asif *et al.*, 2018). L'inoculant peut-être appliqué sur les semences de l'une des manières suivantes : saupoudrage, bouillie et enrobage des semences (Malusa et Ciesielska, 2012).

Avec le saupoudrage, les graines sèches sont mélangées directement avec l'inoculant. Cette méthode peut entraîner une faible adhérence des micro-organismes aux graines et est donc considérée comme la moins efficace. Avec le lisier, le bio-inoculant est mélangé avec des graines mouillées ou directement avec de l'eau puis avec des graines. Alternativement, les graines peuvent être laissées dans le lisier pendant la nuit (Malusa et Ciesielska, 2012).

En raison du fait que chaque graine doit être enrobée du nombre approprié de micro-organismes, des adhésifs tels que la gomme arabique, la carboxyméthylcellulose, des solutions de saccharose, des huiles végétales et des produits commerciaux non toxiques sont utilisés (Bashan *et al.*, 2014). Si le biofertilisant ne contient pas d'adhésifs, il est conseillé d'ajouter 25% de solution de mélasse ou 1% de lait en poudre à la suspension.

Dans la dernière méthode, l'enrobage des graines, les graines sont mélangées avec la bouillie préparée à partir de l'inoculant, puis sont enrobées de matériaux inertes inorganiques finement broyés tels que la chaux, l'argile, le phosphate naturel, le charbon de bois, la dolomie, le carbonate de calcium ou le talc. Grâce à ce processus, les micro-organismes sont protégés des conditions environnementales défavorables et de l'impact nocif des engrais chimiques et des pesticides (**Malusa et Ciesielska, 2012**).

2.5.2. Inoculation du sol

L'inoculation du sol est recommandée en cas d'introduction d'une grande population de souches microbiennes directement dans le sol. Dans cette technique, un matériau de support sous forme de granulés (0,5 à 1,5 mm) est préféré et des formes granulaires de tourbe, de perlite, de poudre de talc ou d'agrégats de sol sont couramment utilisées. Généralement, l'inoculation du sol consiste à placer des granulés dans le lit de semence sous, au-dessus et à côté de la semence. Dans le cas des formes liquides de biofertilisants, les graines dans les sillons peuvent être pulvérisées avec les inoculants ; il est également possible d'utiliser des systèmes hydroponiques. Le traitement du sol permet de contrôler l'emplacement et le taux d'application de l'inoculant, protège les inoculants de l'impact néfaste des pesticides et des fongicides et évite d'endommager les téguments (**Bashan et al., 2014**).

Le risque de perdre une partie de l'inoculant lors de l'utilisation de machines d'ensemencement est minimisé. L'inoculation du sol augmente les chances de contact avec les semences avec la concentration plus élevée de biofertilisant par rapport au traitement des semences. En revanche, il existe certains inconvénients associés à cette méthode, principalement techniques, par exemple, des équipements spécialisés, des quantités plus importantes de biofertilisant qui imposent plus de surface de stockage et de transport (**Deaker et al., 2004**).

2.6. Bio-engrais mycorhiziens, défis et applications

2.6.1. Production

Les champignons mycorhiziens à arbuscules sont considérés comme des biofertilisants naturels, car ils fournissent à l'hôte de l'eau, des nutriments et une protection contre les agents pathogènes, en échange de produits photosynthétiques (**Berruti et al., 2016**). L'incultivabilité et la biotrophie obligatoire des champignons mycorhiziens à arbuscules ont empêché le développement de programmes d'inoculation à grande échelle. Le seul moyen possible de produire des propagules infectantes consiste à cultiver l'inoculum en symbiose avec des plantes

hôtes vivantes ou dans des cultures d'organes racinaires, en d'autres termes, jamais en l'absence de tissu hôte vivant (**Thomas et Singh, 2019**).

Il existe trois types principaux d'inoculum mycorhiziens. Tout d'abord, le sol rhizosphérique d'une plante hébergeant des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) peut être utilisé comme inoculum car il contient normalement des fragments de racines colonisées, des spores de CMA et des hyphes. Les spores extraites du sol peuvent être utilisées comme starters pour la production d'inoculum brut. L'inoculum brut peut être obtenu après qu'un isolat connu de CMA et une plante piège hôte (c'est-à-dire une plante qui peut être massivement colonisée par de nombreuses espèces de CMA) ont été cultivés ensemble dans un milieu inerte optimisé pour la propagation de CMA. Il s'agit du type d'inoculum le plus couramment utilisé pour l'inoculation des cultures à grande échelle, car il contient généralement un ensemble plus concentré du même type de propagules que celles que l'on trouve dans les inocula du sol. Enfin, les fragments de racines infectées d'un hôte CMA connu qui ont été séparés d'une culture de plantes pièges peuvent également servir de source d'inoculum (**Berruti et al., 2016**).

Les spores et les hyphes des AM peuvent être isolés du substrat du sol et mélangés avec un substrat porteur. Les supports couramment utilisés comprennent la pierre ponce ou l'argile, le sable, la perlite, la vermiculite, la soilrite et la terre ou les granulés de verre (**Gaur et Adholeya, 2000**). Les spores peuvent être la source d'inoculum la plus fiable pour divers taxons AM, alors que les fragments de racines colonisées sont efficaces pour d'autres taxons (**Klironomos et Hart, 2002**). Le substrat entier peut également être utilisé et homogénéisé en un support de sol brut qui comprend des racines de plantes et des spores fongiques ainsi que le mycélium du sol.

2.6.2. Défis

La production d'inoculum brut d'AMF à grande échelle reste très difficile à gérer même si de nouvelles méthodes de la production et la technologie d'enrobage des semences ont été développées ces dernières années (**Van der Heijden et al., 2015**). Le principal obstacle à la production d'un inoculum d'AMF réside dans le comportement symbiotique obligatoire des AMF, c'est-à-dire leur besoin d'avoir une plante hôte pour la croissance et l'achèvement de leurs cycles de vie. Cela signifie que l'étape de propagation doit inclure une phase de culture avec la plante hôte qui est généralement exigeante en temps et en espace. Par conséquent, la constitution de collections de référence AMF nécessite également des méthodologies assez

différentes et plus contraignantes que celles utilisées pour les autres collections microbiennes. De plus, l'absence d'une méthode rapide pour évaluer si et dans quelle mesure la plante hôte est colonisée par l'AMF contribue également à rendre difficile l'utilisabilité agricole de l'AMF. La gestion de la grande quantité d'inoculum nécessaire pour une application à grande échelle est également un processus exigeant. Cependant, l'inoculation d'AMF s'effectue plus facilement pour les systèmes de production végétale qui impliquent une étape de repiquage, car de plus petites quantités d'inoculum sont nécessaires (**Berruti et al., 2016**).

2.6.3. Application

A première vue, réaliser un traitement d'inoculation extensif en plein champ peut sembler techniquement peu pratique et économiquement prohibitif. Cependant, une fois la biodiversité des CMA bien établie, et si une gestion favorable aux CMA, telle que la culture de couverture et le travail du sol de conservation est mise en place, la communauté AMF persistera et le réseau d'hyphes mycorhiziens restera inchangé et infectieux à l'avenir (**Lehman et al., 2012 ; Säle et al., 2015**).

Comme alternative à l'inoculation à grande échelle, une approche à petite échelle est également envisageable. En s'inspirant de l'idée de créer des « îlots de fertilité », l'inoculation par des CMA pourrait être limitée à de petites portions d'un champ, ce qui conduirait progressivement à l'établissement d'un réseau mycélien de CMA important, mais avec des coûts réduits. Cette technique serait particulièrement indiquée lorsque l'inoculation par des CMA vise à aider la végétation d'un terrain dégradé, car les îlots de fertilité inoculés permettent probablement aux plantes indigènes de recouvrir l'appauvrissant en nutriments plus rapidement. Ainsi, la restauration des CMA ne représente qu'un coût initial qui, si la persistance des champignons mycorhiziens à arbuscules est favorisée dans le sol, pourrait être proratisé au fil des années (**Berruti et al., 2016**).

Afin d'éviter la contamination des cultures par les pathogène, dans le cas d'usage de fragments de racines comme biofertilisant, les fragments de racines incorporés peuvent être stérilisés en surface sans compromettre la viabilité des propagules des CMA (**Mohammad et Khan, 2002**).

L'inoculation par les CMA peut être économiquement rentable, par rapport à la fertilisation conventionnelle, permettant des économies substantielles pour les terrains sablonneux et pour les projets de récupération des terres dégradées (**Barr, 2010**). Afin d'évaluer l'attractivité de l'inoculation d'AMF, il est important que les utilisateurs cultivent également une

partie non inoculée de leur culture, afin de pouvoir évaluer le rapport coût-efficacité des CMA et leurs effets bénéfiques sur la morphologie, la physiologie et la productivité des plantes inoculées (Dalpé et Monréal, 2004).

3. Plantes

3.1. Maïs (*Zea Mays* L.)

3.1.1. Généralités

Le maïs appartient à la famille des Poaceae (anciennement connue sous le nom de Gramineae) (Hochholdinger *et al.*, 2004). Il est caractérisé par un endosperme amylasé (Erwin, 1950). Il est originaire d'Amérique (De Candolle, 1883).

Le maïs est apparu sur les hauts plateaux du Mexique il y a entre 7000 et 10 000 ans. Des données archéologiques ont montré que le maïs était cultivé entre 2000 et 2500 ans avant J-C. La plus ancienne preuve paléo-néo botanique de sa domestication se trouve dans un site archéologique appelé "NacNeish", situé dans le nord du Mexique (García-Lara et Serna-Saldivar, 2019).

Selon les connaissances actuelles, le maïs a été domestiqué par les Indiens du Mexique il y a environ 5 000 à 7 000 ans et est devenu la base d'une agriculture mixte, avec les haricots, les courges, les citrouilles et les courgettes. Les fruits de toutes ces plantes étaient multicolores. Elles étaient apparemment sélectionnées pour leur couleur ainsi que pour leur utilité. Tous les types modernes de maïs (pop, flint, fleur, dent et sweet) ont été développés par sélection par les Indiens (Van Deventer, 1967).

Après la découverte par George Beadle de la familiarité de *Zea mays* et de la teosinte, un groupe de botanistes dirigé par John Doebley a découvert que « *tous les maïs étaient génétiquement très proches d'un type de téosinte provenant de la vallée tropicale de la rivière Balsas au sud du Mexique* ». Le maïs et la téosinte sont deux espèces de plantes étroitement liées. La téosinte est considérée comme l'ancêtre sauvage du maïs (Doebley et Iltis, 1980).

Le *Zea mays*, est originaire d'Amérique centrale et d'Amérique du Sud, où il a été domestiqué il y a environ 10 000 ans. Depuis lors, il a été largement cultivé dans le monde entier et est maintenant une culture importante dans de nombreuses régions du monde. Le maïs est cultivé dans des climats tropicaux, subtropicaux et tempérés. Les principaux pays producteurs de maïs sont les États-Unis, la Chine, le Brésil, le Mexique, l'Inde, l'Argentine, l'Ukraine et l'Indonésie. D'autres pays producteurs importants incluent la France, l'Italie, l'Espagne, l'Afrique du Sud et le Canada (Piperno, 2011).

3.1.2. Classification

Règne	Planta
Sous-règne	Trachéobionta (plant vasculaire)
Super-division	Spermatophyte (plante à grains)
Division	Magnoliophyta (plante à fleurs)
Classe	Liliopsida (Monocotylédone)
Sous-Classe	Comélinidés
Ordre	Cypéales
Tribu	Andropogoneae
Famille	Poacées (famille des graminées)
Sous-Famille	Panicoïdes
Genre	Zea
Espèces	Zea mays (Doebley et Iltis, 1980)

3.1.3. Description botanique

Le système racinaire du maïs peut être divisé en deux parties (Fig. 1), un système racinaire embryonnaire (Fig. 13 A, B, C), composé d'une seule racine primaire et d'un nombre variable de racines séminales, et un système racinaire post-embryonnaire adventif (Fig. 13 D) qui est composé par des racines portées par des pousses (Abbe et Stein, 1954 ; Hochholdinger *et al.*, 2004).

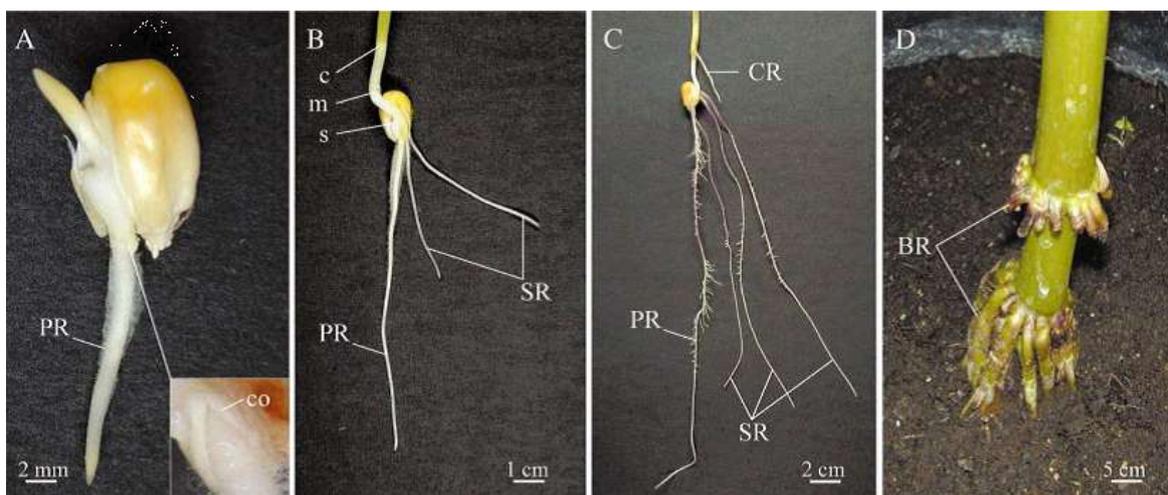


Figure 13 : Système racinaire embryonnaire (A, B, C) et post-embryonnaire (D) du maïs.

Les différents types de racines sont indiqués en lettres majuscules, les autres termes décrivant les caractéristiques spécifiques de la plante de maïs sont indiqués en lettres minuscules. PR, racine primaire ; SR, racine séminale ; CR, racine de la couronne ; BR, racine de l'acolade ; CR, racine de la couronne. BR, racine de soutien ; co, coléorhize ; c, nœud coléoptilaire ; m, mésocotyle ; s, nœud scutellaire.

Zea mays est une grande graminée annuelle monoïque, de 1 à 1,2 m de haut avec une seule tige érigée composée de nœuds et d'entrenœuds (Lim et Lim, 2013). Les feuilles sont largement linéaires de 10 à 50 cm de long et de 3 à 7 cm de large, disposées de manière alterne, avec une gaine foliaire entourant la tige (Fig. 14 a).

Les fleurs mâles en panicule terminale sont ouvertes et ramifiées (Fig. 14 b) portant des épillets de 9-14 mm de long avec une glume inférieure lancéolée, pubescente, carénée, longuement ciliée, à 9-11 nerfs, aussi longue que l'épillet. La glume supérieure de l'épillet est oblongue-lancéolée, à 7 nerfs, presque aussi longue que la glume inférieure. Les épillets mâles portent, chacune, trois anthères de couleur orange et d'environ 6 mm de long (Lim et Lim, 2013).

Les fleurs femelles sont constituées d'épillets sessiles densément disposés en plusieurs rangées verticales sur un axe cylindrique et flasque (épi). Les glumes sont égales, non veinées, les marges sont ciliées ; les florets sont hyalins, à partir de chaque style commence à s'allonger vers l'extrémité de l'épi, formant de longs fils ou soies (Fig. 14 c). Les soies sont pourvues de poils courts, de trichomes, qui forment un angle avec les canaux stylistiques et aident à capturer les graines de pollen. Les soies réceptives sont humides et collantes. Le pistil en florescence est entouré de nombreuses bractées foliacées et se transforme en épi (Scott et Emery, 2016).

Le fruit du maïs est un caryopse (Fig. 14 d), un fruit sec, indéhiscent et à une seule graine. Le grain de maïs est composé de trois parties principales l'embryon, l'endosperme et la paroi du fruit. Le péricarpe et la testa (enveloppe de la graine) sont fusionnés pour former la paroi du fruit. Chaque épi contient 200-400 grains qui peuvent être de différentes couleurs noirâtre, bleu-gris, violet, vert, rouge, blanc et jaune, rouge, blanc et jaune (Wrigley, 2017).



Figure 14 : Partie aérienne du maïs ; (a) Feuilles de maïs et jeunes épis avec le bourgeon apical des soies ; (b) Mâle en florescence ; (c) Epis de maïs mûr et (d) grains de maïs (Lim et Lim, 2013).

3.1.4. Types de maïs

Il existe de nombreux types de maïs, chacun ayant des caractéristiques uniques et des utilisations spécifiques. Le maïs doux est cultivé pour sa saveur sucrée et est souvent consommé frais. Il est également utilisé dans les conserves et les surgelés. Le maïs denté est le type de maïs le plus couramment cultivé aux États-Unis. Il tire son nom de la forme dentée de son grain. Le maïs à éclater est cultivé spécifiquement pour produire du pop-corn. Il a une teneur en humidité et une composition en huile spécifiques qui lui permettent de se transformer en pop-corn. Le maïs waxy a une teneur élevée en amylopectine, ce qui lui donne une texture collante et une forte capacité de gélification. Il est souvent utilisé dans les applications culinaires qui nécessitent une texture collante, comme les nouilles et les desserts le maïs flint a un grain dur et vitreux. Il est souvent utilisé dans les aliments pour animaux et pour la production d'aliments traditionnels dans certaines régions du monde (**Dudley, 2019**).

3.1.5. Utilisation du maïs

Le maïs est une culture très polyvalente et est utilisé dans une variété de domaines. En alimentation humaine, le maïs est consommé sous diverses formes, notamment en tant que céréales, farines, huiles, snacks, boissons, et légumes. Les grains de maïs frais ou séchés sont également utilisés comme ingrédient dans de nombreux plats traditionnels dans le monde entier. Le maïs est aussi largement utilisé comme aliment pour le bétail, en particulier pour les porcs, les volailles et les bovins. Il est également utilisé pour produire des aliments pour animaux de compagnie (**Singh et Singh, 2017**).

Le maïs est utilisé pour produire de l'éthanol, qui est un biocarburant renouvelable. L'éthanol est produit à partir de la fermentation du sucre dans les grains de maïs. Il est également utilisé dans une variété de produits industriels tels que les plastiques, les adhésifs, les textiles, les produits pharmaceutiques, et les produits chimiques (**Giroux et Boyer, 2015**).

Le maïs est également utilisé dans de nombreuses cultures comme symbole culturel et spirituel, et il est associé à des cérémonies et des rituels dans de nombreuses communautés autochtones (**Singh et Singh, 2017**).

3.1.6. Exigences du maïs

Le maïs est une culture qui a des exigences spécifiques pour sa croissance et son développement. Le maïs a besoin d'un sol bien drainé et fertile pour une croissance optimale. Le pH optimal du sol est d'environ 6,0 à 6,8. Le maïs est une culture qui a besoin de températures chaudes pour germer et se développer. Les températures optimales pour la

germination sont d'environ 20 à 30 °C, tandis que les températures optimales pour la croissance et le développement sont d'environ 25 à 32 °C. Les températures inférieures à 10 °C peuvent être dommageables pour la culture. La culture de maïs a besoin d'une exposition prolongée à la lumière du soleil. Il a besoin d'environ 8 à 10 heures de lumière directe par jour. Le maïs a besoin d'une quantité adéquate d'eau pour une croissance optimale. Les besoins en eau varient en fonction du stade de croissance de la plante. Pendant la germination, la plante a besoin d'une humidité élevée, tandis que pendant la croissance, elle a besoin d'une quantité suffisante d'eau pour éviter le stress hydrique (**Boyer, 1982**).

3.1.7. Maladie du maïs

Le maïs est susceptible d'être affecté par plusieurs maladies qui peuvent réduire les rendements et la qualité de la récolte comme la ouïlle commune du maïs, le mildiou, le charbon, le Fusarium, la pourriture des racines, le virus de la striure du maïs et les taches foliaires.

3.2. Pois chiche

3.2.1. Généralités

Le genre *Cicer* est un membre de la famille des Leguminosae et de la sous-famille des Papilionoideae. Il était auparavant placé dans la tribu Viciae, mais sur la base des preuves taxonomiques détaillées de **Kupicha (1977)**, il est maintenant classé dans une tribu monogénique distincte, Cicereae. La plupart des espèces de *Cicer* sont diploïdes avec $2n=2x=16$ chromosomes (**Gaur et al., 2012**).

Le pois chiche est connu depuis des manuscrits anciens. Le mot halluru désigne le pois chiche dès les premiers temps (avant 3000 av. J.-C.) comme un aliment de base de faible importance en Mésopotamie. Les textes de la période néo babylonienne de Nippur attestent de son importance agricole (**Van der Maessen, 1987**).

D'après Vander Maessen, 1987 Le nom de *Cicer* est d'origine latine (Horace) et est probablement dérivé du pré-indogermanique *kicker* en la langue pélasgienne des tribus qui peuplaient le nord de la Grèce avant que les tribus de langue grecque ne s'en emparent. Don (1882) a suggéré que *Cicer* était dérivé du grec *Kikus*, force ou puissance. Duschak (1871) a dérivé *Cicer* de l'hébreu *Kirkes*, où *kikar* signifie rond ; Gams (1924) l'a comparé avec l'hébreu *ketsech*.

Le pois chiche est l'une des plus anciennes cultures domestiquées du monde antique. On le trouve à Tell el-Karkh en Syrie (Xe millénaire avant J.-C.), à Kay océan en Turquie (7250-

6750 avant J.-C.), à Haglar en Turquie (environ 6700 avant J.-C.), et à Jéricho en Cisjordanie (8350-7370 avant J.-C.). La date la plus ancienne est celle de Tell el-Karkh, où le *Cicer aritinum* et son prédécesseur direct le *Cicer reticulatum* ont été clairement identifiés (**Sharma et al., 2013**). En 1883 De candolle a limité la zone d'origine des pois chiches à l'Est, entre la Grèce et l'Himalaya, et horizontalement jusqu'à l'Ethiopie.

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est l'un des premières légumineuses annuelles cultivées par l'homme et consommées en tant que source de protéine végétale. Cultivé sur une vaste zone géographique, y compris les zones tropicales, les zones subtropicales et les régions tempérées. Au cours des dernières années, il est devenu populaire dans les pays développés en particulier l'Australie et le Canada (**Hossain et al., 2010**).

Il est cultivé principalement en Europe centrale, à l'Ouest de l'Asie, en Europe du Sud, en Ethiopie et en Afrique du Nord. Des graines carbonisées de pois chiches ont été découvertes dans plusieurs sites archéologiques à travers le Moyen-Orient indiquant l'utilisation de cette légumineuse depuis le néolithique, dans cette région, à la même période que le blé, l'orge, le pois et la lentille (**Ladizinsky et Adler, 1976**). Selon **Semcheddine (1990)**, le pois chiche serait probablement originaire du Proche-Orient (sud-est de la Turquie et la Syrie).

Les zones de culture du pois chiches peuvent être classées en quatre grandes régions géographiques suivantes: i) le sous-continent indien et l'Ouest de l'Asie ; ii) l'Afrique du Nord et l'Europe du Sud; iii) l'Éthiopie et l'Afrique de l'Est et iv) les Amériques et l'Australie (**Ibsa, 2013**). Le pois chiche est cultivé dans les régions tropicales, sub-tropicales et tempérées. Le type « Kabuli » de pois chiche est cultivé dans les régions tempérées tandis que le pois chiche de type « desi » est cultivé dans les zones tropicales semi-arides (**Muehlbauer et Singh, 1987 ; Malhotra et al., 1987**).

3.2.2. Classification

La famille des *Fabaceae* (ou *Leguminosae*) se classe au troisième rang du règne végétal par le nombre d'espèces représentées et se subdivise en trois sous-familles : les *Caesalpinioideae*, les *Mimosoideae* et les *Papilionacées* (**Polhill, 1981**). Le pois chiche se rattache à cette dernière sous famille, genre *Cicer* et espèce *Cicer arietinum* L. (**Saxena et Singh 1987**). La famille des *papilionacées* est la deuxième famille en ordre d'importance à côté des graminées qui fournissent une source de nourriture humaine et animale (**Atalay et Babaoğlu, 2012**).

Le genre *Cicer* se compose de 45 taxons dont 9 annuelles et 36 plantes vivaces (**Atalay et Babaoğlu, 2012**). *Cicer arietinum* L. est la seule espèce cultivée dans le genre *Cicer* avec $2n = 16$ chromosomes, or, c'est une espèce d'autopollinisation en raison de ses fleurs cléistogames (**Toker, 2014**). Il est divisé en deux groupes, "macrosperma" ou kabuli et "microsperma" ou desi, sur la base de la taille et la coloration de semences et de fleurs, et la pigmentation des plantes (**Toker, 2014**). Les "macrosperma" sont des pois chiches de fleurs blanches sans pigments sur leurs plantes et ont relativement des grandes graines de couleur crème. En revanche, les pois chiches de type "microsperma" ont des fleurs roses et bleus avec des pigments sur leur plantes et ont des petites graines avec différentes couleurs comme le brun, le noir et le vert. Le pois chiche cultivé est un dérivé de l'espèce sauvage de *Cicer reticulatum* (**Toker, 2014**).

3.2.3. Description

Le pois chiche est une légumineuse d'hiver cultivé annuellement, de 20 cm à 1 m de haut, debout et est un peu d'aspect arbustif (**Muehlbauer et Tullu 1997**). Le système racinaire est robuste, pénétrant jusqu'à 2 m de profondeur, Toutefois, les parties principales se trouvent à 60 cm de profondeur (Fig. 15A). Le pois chiche a une grande racine pivotante qui permet à la plante d'accéder à des profondes réserves d'eau (**Taylor et Ford, 2007**).

Les tiges de pois chiche (Fig. 15B) sont ramifiées, dressées ou étalées, parfois arbustives. Ils peuvent atteindre une hauteur comprise entre 0,2 et 1 m. Les tiges sont glandulaire, poilues, vert foncé ou de couleur bleu-vert (**Cubero et Vandermaesen, 1987**).

Certaines variétés de pois chiches ont des feuilles composées (huit à 20 folioles), tandis que d'autres ont des feuilles simples qui sont pubères en apparence et avoir un rachis haut. Les folioles sont ovales à forme elliptique et leur longueur varie de 0,6 à 2,0 cm (Fig. 15B). La couleur de la feuille est olive, verte foncée ou bleuâtre (**Muehlbauer et Tullu, 1997**).

Les fleurs (Fig. 15C) sont solitaires, parfois 2 par inflorescence, axiliaire, de 0,6 à 3 cm de long, le pédicule mesure 0,5 à 1,3 cm de long (**Taylor et Ford 2007**). Les gousses (Fig. 15D) surviennent sur les branches primaires et secondaires, ainsi que sur la tige principale. Elles sont courtes, pubescentes, ont environ 2 à 5 cm de long et semblent être gonflées. Les gousses ont une forme sphérique unique avec seulement un soupçon d'une queue (**Muehlbauer et Tullu, 1997**).



Figure 15 : Aspects morphologiques des racines (A) tiges (B), feuilles (B), fleurs (C) et gousses (D) de pois chiche (**Turcotte, 2005**).

Les graines (Fig. 16) sont de couleur crème, jaune, brun, noir ou vert, arrondi ou angulaire avec une surface lisse ou tégument rugueux (**Muehlbauer et Tullu, 1997**).

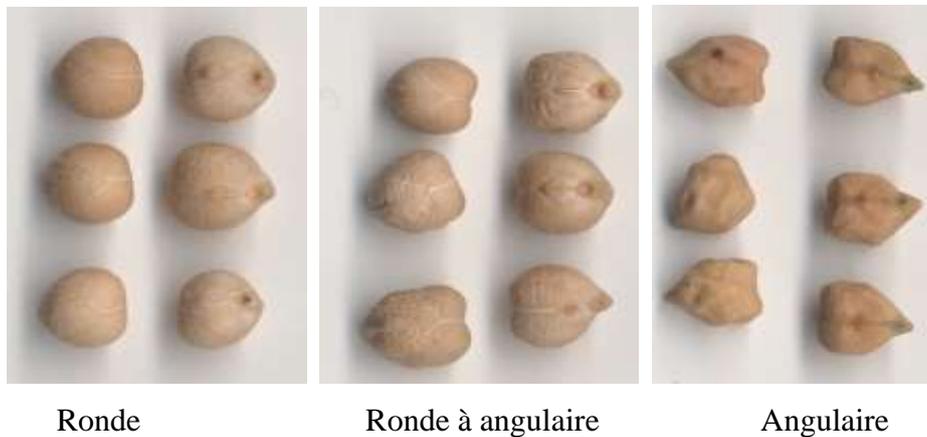


Figure 16 : Aspects morphologiques des graines de pois chiche (**UPOV, 2005**).

3.2.4. Exigences du pois chiche

Le pois chiche préfère les sols profonds, plus au moins argileux, de couleur noir rougeâtre ou noirâtre. Elle redoute, cependant, les sols secs, et réclame des terrains relativement frais conservant leur fraîcheur en fin de saison. Les terres argileuses à blé dur lui conviennent particulièrement, les sols calcaires sont à écarter, car ces derniers prédisposent à l'obtention de graine de mauvaise cuisson (**Golusic, 1971**). Le pH du sol favorable pour la culture du pois chiche se situe entre 6 et 9. Un sol acide avec un pH de 4,6 favorise le développement de la fusariose causée par *Fusarium oxysporium* (**Saxena, 1987**). **Summerfield (1979)** a souligné que la température exerce une forte influence sur les phases : végétative et reproductive de la plante.

Selon (**Halitim 1982**), la lumière intervient dans certains processus vitaux de la plante, l'intensité lumineuse qui est en relation avec la longueur de jour et responsable de la floraison. La plupart des légumineuses à grain sont des plantes qui aiment le soleil est réagissent à

l'ensoleillement et fournissent un grand rendement. Le pois chiche est une légumineuse à jour long, plusieurs cultivars se développent rapidement après vernalisation (**Angus et Moncur, 1980**).

3.2.5. Culture de pois chiche

Cicer arietinum, est capable de pousser dans des sols pauvres et peut donc être cultivée sur des terres marginales, où, en raison de sa capacité à fixer l'azote, elle améliore la fertilité du sol (**Saxena, 1988**).

Dans le cas d'un sol lourd, un lit de semence brute est préparé pour faciliter l'aération du sol et de l'émergence des semis facile (**Kay, 1979**). Quand le pois chiche est cultivé comme plante mélangée avec les grains de lin ou de moutarde. Il est nécessaire de labourer (labour profond) le terrain au début de la saison des pluies. Cela ouvre le sol profond et assure la conservation de l'humidité efficace. Labour profond permet également de réduire le flétrissement des pois chiche (**Moolani et Chandra, 1970**). Le semis du pois chiche se fait au printemps dans la région nord méditerranéenne. Les besoins en humidité dans le sol de la plante sont de 15- 40% pendant la germination et le développement de la graine ; l'humidité excessive du sol à la floraison réduit le rendement en grain (**Wery et al., 1994**).

Les pois chiches mûrissent en 3 à 7 mois (**Muehlbauer et Tullu, 1997**). Les graines mûres sont récoltées lorsque l'extrémité des gousses situées sur le rameau le plus élevé de la plante se met à jaunir. La récolte s'effectue à la main en arrachant les plantes après quoi on les fait sécher au soleil en plein champ. Dans les endroits où la récolte se fait de façon mécanisée, on préfère un port de plante haut et érigé (**Chauvet et Siemonsma, 2006**). Après le séchage de la culture est battue par le piétinement ou coups de fléaux en bois. Un bon nettoyage, le séchage et l'aération sont nécessaires pour stocker les graines et contrôler les scarabées de semences (**Muehlbauer et Tullu, 1997**).

3.2.6. Maladies du pois chiche

La fusariose (*Fusarium oxysporum* f.sp *ciceris*) est l'un des principaux facteurs limitant de rendement du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) (**Kaveh et al., 2011**). L'anthracnose causée par *Ascochyta rabiei*, peut être très grave sur les semis précoces de pois chiche, et sur les variétés sensibles. Les conditions climatiques favorables sont des températures allant de 18 à 24°C, avec 10 heures de forte hygrométrie (**Braun et al., 1988**).

Chapitre 2 :
Matériel et méthodes

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

L'objectif de ce travail est de préparer un bio-engrais naturel qui stimule la croissance et la résistance des plantes cultivées afin de minimiser l'utilisation des engrais chimiques. ce bio-engrais est à base de mycorhizes sous forme de poudre utiliser comme engrais de fond lors du labour.

Comme c'est un produit à base de champignons mycorhizien à arbuscules (CMA), il aura la capacité de solubiliser et mobiliser principalement le phosphore et d'autres éléments nutritifs des sol alcalins et dégradés. Ce bio-engrais permettra, alors une bonne nutrition des plantes et une réhabilitation des sols dégradés.

1. Lieux de réalisation des essais

1.1. Déroulement des expérimentations

Les différents essais et expérimentations ont été réalisés au niveau des laboratoires de « biotechnologies végétales », « physiologie végétale » et « sciences du sol » de la faculté des sciences de la nature et de la vie.

La conduite des cultures de maïs et de pois chiche a été effectué au niveau d'une serre sous des conditions contrôlée en verre à la faculté des sciences de la nature et de la vie, université Ibn Khaldoun Tiaret.

Les analyses des sols ont été effectué au niveau du laboratoire de sciences de sol de l'Institut National des Sol, de l'Irrigation et Drainage. « INSID » de Ksar Chellala, Tiaret.

1.2. Lieux d'échantillonnage

Trois régions déférentes de la wilaya de Tiaret ont été prospectées afin de récupérer le sol rhizosphérique de jujubier sauvage qui a servi de matière première pour le piégeage des champignons mycorhiziens arbusculaires. Les régions sont Ain Dehab, Gartoufa et Ksar Chellala (Fig. 17).

Un autre type de sol a été prélevée de la Bayadha de Sougueur et qui est caractérisé par sa richesse en calcaire et qui a été stérilisé et servi de sol témoin.

Gartoufa est une commune de la wilaya de Tiaret en Algérie, située à 6 km au nord de la ville de Tiaret. Ksar Chellala est située à l'Est de la wilaya. Elle est distante de 116 km du Chef-lieu de la wilaya. Au sud, se trouve Ain Dehab qui est située à 63 km du Chef-lieu de la wilaya. Les coordonnées géographiques de ces trois régions sont illustrées dans le tableau 3.

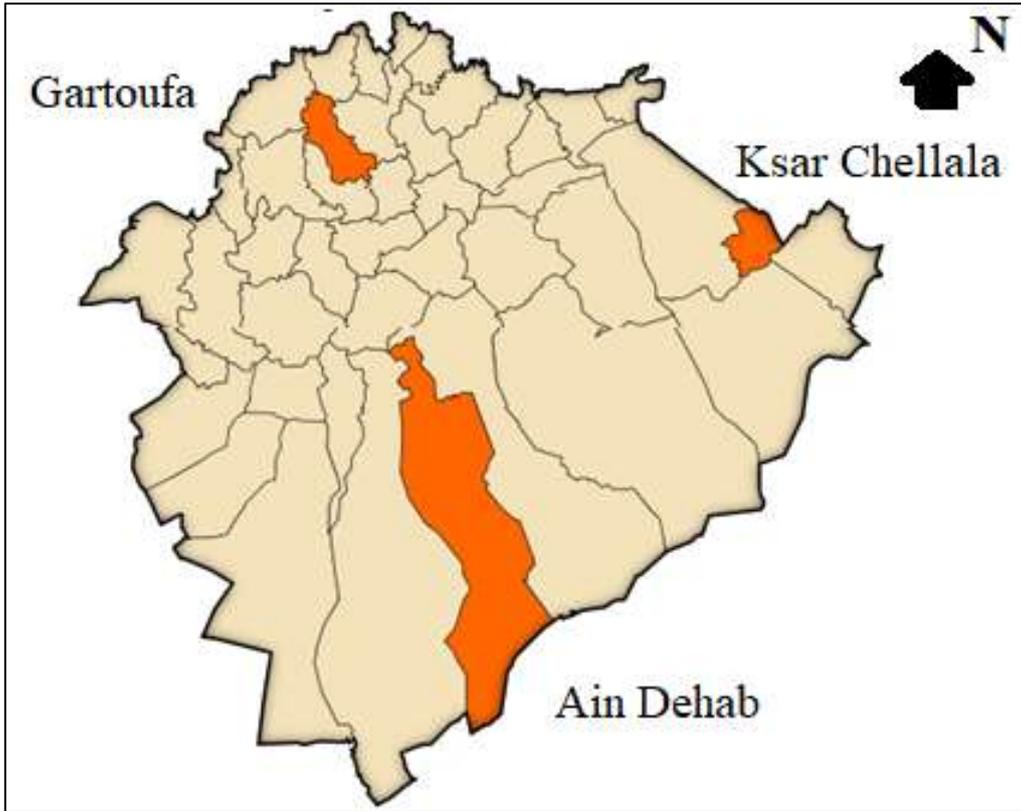


Figure 17 : Lieux d'échantillonnage.

Tableau 3: Coordonnées géographiques des zones prospectées.

Régions	Coordonnées géographiques		
	Altitude	Latitude	Longitude
Gartoufa	911m	35° 23' 35" Nord	1° 15' 22" Est
Ksar Chellala	800 m	35° 13' 00" Nord	2° 19' 00" Est
Ain Dehab	1110 m	34° 50' 40" Nord	1° 32' 57" Est

A partir de chaque région, cinq arbustes de jujubier sauvage, distantes d'au moins 10 mètres, ont été sélectionnées selon un échantillonnage simple et aléatoire. On a creusé au-dessous de chaque arbuste pour arriver au niveau du système racinaire. A ce niveau on a récupéré le sol rhizosphérique qui entouré les racines (Fig. 18). Chaque échantillon a été collecté à part, mis en sachet en plastique étiqueté. Sur l'étiquetage, a été mentionné, la date de collecte, le lieu de collecte et les coordonnées géographiques de l'arbuste choisis.

200 g de chaque échantillon ainsi que des échantillons des sols de la Bayadha de Sougueur ont été envoyés à l'Institut National des Sol, de l'Irrigation et Drainage. « INSID » pour faire les analyses physico-chimiques des sol nécessaires.



Figure 18 : Collecte du sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région de Ain Dehab
(Photo originale prise en Octobre 2022).

La granulométrie a été déterminée par la méthode la plus courante, qui est le tamisage, basée sur l'utilisation de la pipette de ROBINSON.

Le pH est déterminé par la méthode de décantation (rapport 2/5 sol : eau) en utilisant un pH mètre (Soltner, 1989).

La conductivité de l'extrait aqueux des sols (rapport 1/5 sol : eau) a été mesuré est fonction de sa concentration en électrolyte, la mesure de la conductivité permet d'obtenir une estimation de la teneur globale en sels dissous. Cette mesure a été effectuée en utilisant un conductimètre (Aubert, 1978).

La détermination de la teneur en matière organique a été obtenu par le dosage du carbone en utilisant cette formule : **Matière organique (%) = 1.72 x carbone organique**. Le taux du carbone organique a été déterminé par la méthode de Walkley décrite par ITA (1977).

Le dosage du calcaire total contenu dans un échantillon de sol est déterminé par gazométrie en utilisant le calcimètre de BERNARD. Il est fondé sur la réaction caractéristique du carbonate de calcium (CaCO_3) au contact de l'acide chlorhydrique (HCl). Le calcaire actif a été dosé en exploitant la propriété du calcaire à se combiner aux oxalates d'ammonium par

précipiter sous forme d'oxalate de calcium. L'oxalate précipité a été éliminé par la filtration, l'oxalate en excès a été dosé par permanganate de potassium (Baize, 1998).

L'azote a été déterminé par la méthode de « Kjeldahl ». Le phosphore assimilable a été déterminé par la méthode de Joret-Hebert et le potassium a été déterminé après incinération au four à moufle par spectrophotométrie à flamme. Ces méthodes sont décrites par Calvet et Vellemin (1986).

Les résultats de l'analyse sont présentés dans le tableau 4.

Tableau 4: Résultats des analyses physico-chimique des sols.

		Témoin	Ain Dehab	Gartoufa	Ksar Chellala
Granulométrie	Argile (%)	26,65	10,34	35,82	5,10
	Limon (%)	2,81	6,14	43,09	10,63
	Sable (%)	76,54	83,52	21,09	84,27
	Texture	Limono- argilo- sableuse	Sablo- limoneuse	Limono- argileuse	Sablo- limoneuse
pH		7,85	8,09	7,91	8,07
Conductivité électrique (ms/cm)		0,771	0,188	0,162	0,2
Matière organique (%)		1,79	2,89	2,97	2,44
Calcaire (%)	Total	11,51	8,22	5,75	8,22
	Actif	3,75	2,55	1,88	2,56
Azote (%)		0,09	0,12	0,11	0,12
Phosphore assimilable (ppm)		105,96	112,26	187,85	142,18
Potassium (ppm)		188,98	128,28	198,75	101,17

D'après ce tableau, il est remarquable que les sols de la rhizosphère du jujubier sauvage des régions d'Ain Dehab et Ksar Chellala ont une texture sablo-limoneuse, le sol rhizosphérique de Gartoufa est Limono-argileux et le sol de la Bayadha de Sougueur est limono-argilo-sableux.

Le pH des sols a varié de 7,85 à 8,07. Selon le tableau des classes de pH établi par Soltner (1989) (tableau 1, Annexe 1), on remarque que le sol de la Bayadha de Sougueur et le sol de la rhizosphère de jujubier sauvage de la région de Gartoufa sont alcalin ($7,3 < \text{pH} < 8$). Alors que les sols rhizosphériques de jujubier sauvage des régions d'Ain Dehab et Ksar Chellala sont considérés comme très alcalin ($\text{pH} > 8$).

La conductivité électrique la plus importante a été enregistré au niveau du sol de la Bayadha de Sougueur (0,771 ms/cm). Cette valeur désigne, selon le tableau de classification des sols en fonction de la conductivité électrique établi par **Aubert, (1978)** (tableau 2, Annexe 1), que le sol est peu salé ($0,6 \text{ ms/cm} < \text{CE} < 1,2 \text{ ms/cm}$). Les sols rhizosphériques du jujubier sauvage des trois régions étudiées ont des taux de conductivité électrique faibles et sont considérés comme des sols non salés ($0 \text{ ms/cm} < \text{CE} < 0,6 \text{ ms/cm}$).

Le pourcentage de la matière organique le plus faible a été enregistré au niveau du sol de la Bayadha de Sougueur (1,79 %). Cette valeur désigne, selon le tableau des normes d'interprétation du taux de la matière organique établi par **ITA (1977)** (tableau 3, Annexe 1), que le est sol pauvre en matière organique ($1\% < \text{MO} < 2\%$). Les sols rhizosphériques du jujubier sauvage des trois régions étudiées ont des taux de matière organique moyens ($2\% < \text{MO} < 4\%$) qui ont varié de 2,44% au niveau de Ksar Chellala à 2,97% au niveau de Gartoufa.

La comparaison des taux de calcaire enregistrés au niveau des différents sols étudiés avec l'échelle des taux du calcaire total établi par **Baize (1998)** (tableau 4, Annexe 1), a permis de classés nos sols comme des sol modérément calcaire ($5 < \text{CaCo}_3 < 25$). Les pourcentages des calcaire total et calcaire actif ont varié, respectivement de 5,75% et 1,88% au niveau du sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région de Gartoufa à 11,51% et 3,75% au niveau du sol de la Bayadha de Sougueur.

Le pourcentage d'Azote le plus faible a été enregistré au niveau du sol de la Bayadha de Sougueur (0,09 %). Cette valeur désigne, selon le tableau des normes d'interprétation des pourcentages d'azote établi par **Calvet et Vellemin (1986)** (tableau 5, Annexe 1), que le sol est pauvre en azote ($0,05\% < \text{N} < 0,1\%$). Les sols rhizosphériques du jujubier sauvage des trois régions étudiées ont des pourcentages d'azote considérés comme moyens ($0,1\% < \text{N} < 0,15\%$) qui ont varié de 2,44% au niveau de Ksar Chellala à 2,97% au niveau de Gartoufa.

La comparaison des taux de phosphore assimilable enregistrés au niveau des différents sols étudiés avec l'échelle des taux du phosphore assimilable (méthode de Joret-Hebert) établi par **Calvet et Vellemin (1986)** (tableau 6, Annexe 1), a permis de classés le sol de la Bayadha de Sougueur et le sol rhizosphérique du jujubier sauvage de la région d'Ain Dehab comme des sol pauvres en phosphore assimilable ($100 \text{ ppm} < \text{P}_2\text{O}_5 < 140 \text{ ppm}$). Alors que, le sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région de Ksar Chellala est considéré comme moyennement pauvre en phosphore assimilable ($140 \text{ ppm} < \text{P}_2\text{O}_5 < 180 \text{ ppm}$). Le taux du

phosphore assimilable au niveau du sol rhizosphérique du jujubier sauvage des régions de Gartoufa est considéré comme normal ($140 \text{ ppm} < \text{P}_2\text{O}_5 < 180 \text{ ppm}$).

La comparaison des taux de potassium enregistrés au niveau des différents sols étudiés avec l'échelle des taux du potassium établi par **Comifer (1993)** (tableau 7, Annexe 1), a permis de classer le sol de la Bayadha de Sougueur et le sol rhizosphérique du jujubier sauvage de la région de Gartoufa comme des sols riches en potassium ($180 \text{ ppm} < \text{K}_2\text{O} < 350 \text{ ppm}$). Alors que, les sols de la rhizosphère du jujubier sauvage des régions de Ksar Chellala et d'Ain Dehab sont considérés comme des sols pauvres en potassium ($\text{K}_2\text{O} < 150 \text{ ppm}$).

2. Matériel

2.1. Matériels de laboratoire

L'appareillages, matériel, produits et réactifs, nécessaires à la réalisation des différentes expérimentations, sont résumés dans le tableau 5.

Tableau 5 : Appareillages, matériel, produits et réactifs utilisés aux laboratoires.

Appareils et outils	Agitateur magnétique, Alvéoles, Bain Marie, Balances, Barreau magnétique, Béchers, Bistouri, Boites Pétri, Buchner, Burettes, Centrifugeuse, Cristallisoirs, Erlenmeyer, Étuve, Fioles, Flacon en verre, Gobelets, Lames et lamelles, Micropipettes, Microscopes, Papiers filtre, Portoirs, Pincés, Pot en plastique, Ruban mètre, Sac en papier, Sachets en plastique, Tamis, Tubes à essais.
Produits et réactifs	Acide acétique, Acide chlorhydrique (HCl), Bleu de Méthylène, Eau de Javel, Eau oxygénée (H_2O_2), Glycérol, Hydroxyde d'ammonium (NH_4OH), Hydroxyde de Potassium (KOH), Terreau stérilisé, Tween 80.

2.2. Matériel biologique

Les graines de maïs et de pois chiche ont été utilisées durant notre expérimentation. Les graines de la variété Popcorn de maïs ont été utilisées dans ce travail. Cette variété est originaire de la Turquie. Ces graines ont servi pour la production des plantes pour le piégeage des champignons mycorhiziens arbusculaires au niveau des racines. Ces dernières ont servi de matériel de base pour la production de bio-engrais.

Les graines de pois chiche de la variété Garbanzo originaire du Mexique a été utilisée pour tester l'efficacité des bio-engrais produit.

La figure 19 représente les sacs d'emballage des variétés de maïs et de pois chiche utilisées dans ces expérimentations.



Figure 19 : Emballage des variétés de maïs (A) et de pois chiche (B) utilisées dans les expérimentations.

3. Méthodes

3.1. Préparation du sol

Le sol de la Bayadha de Sougueur tamisé à 2 mm ainsi que le terreau ont été stérilisé à une température de 120°C pendant 3 heures. Cette opération a été répétée trois jours successifs afin d'éliminer tous microorganismes susceptibles dans ces substrats. Les sols rhizosphériques de jujubier sauvage des trois régions ont été tamisé à 2 mm sans qu'ils soient stérilisés afin de garder intacte la microflore indigène qu'ils portent.

3.2. Préparation des plantes de maïs

Les graines de maïs ont été désinfectées, en les trempant dans l'eau de Javel pendant 5 minutes et puis en les rinçant avec l'eau distillée. Cette opération a été répétée plusieurs fois. Les graines ont été trempées par la suite dans l'eau distillée contenant quelques gouttes de Tween 80 pendant 3 minutes et puis ont été rincées plusieurs fois avec l'eau distillée (**Redon et al., 2009**). Les graines ont été, par la suite, placées dans des boîtes de Pétri tapissées par 5

couches de papier filtre. Elles ont été arrosées et ont été placées dans l'étuve à 25°C jusqu'à leur germination.

Les graines germées ont été transporté- dans des alvéoles contenant du terreau stérilisé et ont été irriguées quotidiennement avec l'eau distillée stérile . Le développement des plantes s'est poursuit dans le laboratoire.

Après deux semaines, les plantes de maïs ont été placées dans des pots en plastique (10 litres de volume) préalablement remplis de sol rhizosphérique d'une région et de sol de la Bayadha stérilisé (1 :1 v) à raison de 15 plantes par pot. Chaque traitement a été répétés 5 fois. Ce qui fait 5 pots du sol rhizosphérique de la région d'Ain Dehab, 5 pots du sol rhizosphérique de la région Gartoufa et 5 pots du sol rhizosphérique de la région Ksar Chellala. Des pots considérés comme témoins ont été préparés dans les même condition. Ces pots contiennent le sol de la Bayadha stérilisé seul. Les pots ont été placés dans une serre en verre selon un dispositif en randomisation totale (Fig. 20).

Le sol de la Bayadha stérilisé a été mélangé avec le sol rhizosphérique afin d'augmenter le taux de calcaire total des sols rhizosphériques. Sachant que le calcaire va réagir avec le phosphore du sol et le rend immobile. Le sol deviendra déficient en phosphore et cela amène la plante à favoriser la symbiose avec les mycorhizes pour solubiliser le phosphore (**Berruti et al., 2016**).



Figure 20 : Dispositif expérimental

3.3. Test de l'efficacité de la microflore indigène sur les paramètres de croissance du maïs

Afin de vérifier l'effet de la présence ou l'absence de la microflore indigène sur les paramètres de croissance du maïs, après deux mois la récolte de la culture de maïs va donner des plantes bien développées, un suivi de la culture a été effectué et les paramètres suivants ont été mesurés :

3.3.1. Nombre de plantes par pot

Les plantes levées entièrement ont été comptées.

3.3.2. Hauteur de la tige

Ce paramètre a été déterminé en utilisant un ruban mètre gradué. Les mesures ont porté sur toute la longueur de la tige, du ras du sol à son extrémité supérieure.

3.3.3. Nombre de nœuds

Le nombre de nœuds a été compté sur la tige principale du ras du sol jusqu'au sommet de la plante.

3.3.4. Nombre feuilles par plante

Le nombre de feuille par plante a été aussi compté.

3.3.5. Dimensions des feuilles

Les feuilles ont été récupérées à partir du deuxième étage (deuxième nœud) et placées dressées sur une feuille blanche en présence d'une unité de mesure (double décimètre), étiquetées et photographiées. Ces photos ont été traitées, par la suite, par le logiciel Image J (153-win-java8) afin de déterminer la longueur totale des feuilles (Fig. 21).

3.3.6. Surface foliaire

Ce paramètre a été aussi déterminé en utilisant le programme Image J (153-win-java8). Les photos des feuilles dressées et étiquetées ont été traitées par le logiciel afin de déterminer la surface des feuilles (Fig. 22).

3.3.7. Poids des biomasses aérienne et racinaire fraîches

Les biomasses aériennes et racinaires fraîches ont été déterminées en utilisant une balance de précision. Les poids frais ont été directement déterminés après la récupération de l'organe.



Figure 21 : Etapes de traitement des photos par le logiciel Image J afin de déterminer les dimensions des feuilles.

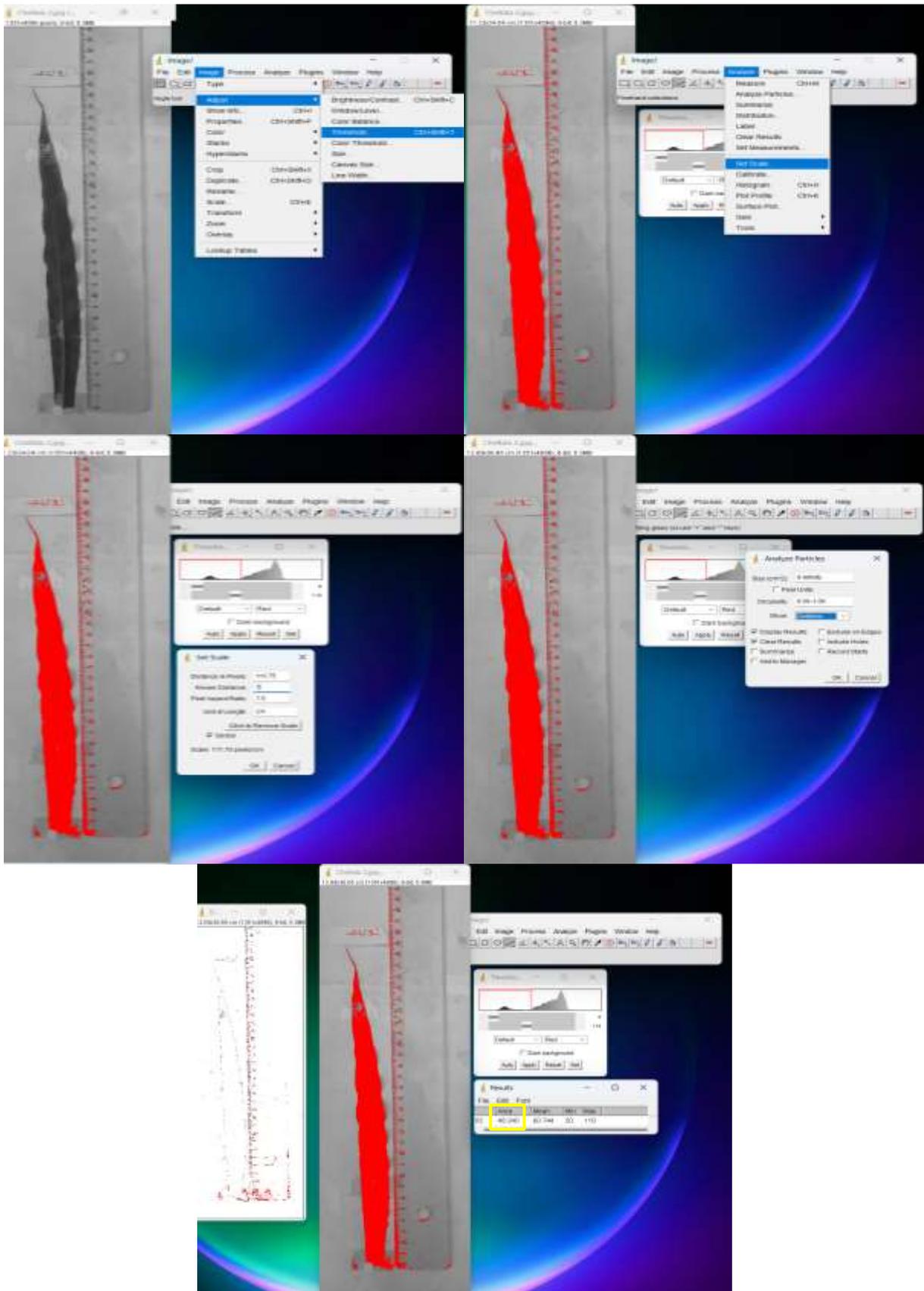


Figure 22 : Etapes de traitement des photos par le logiciel Image J afin de déterminer la surface foliaire.

3.3.8. Longueur des racines

Ce paramètre a été déterminé en utilisant une règle graduée. Les mesures ont porté sur toute la longueur des racines.

3.3.9. Volume des racines

Ce paramètre a été mesuré par immersion du système racinaire dans une éprouvette graduée (en ml) remplie d'eau, selon le principe de la poussée d'Archimède, soit : « le volume d'un corps immergé est égal au volume du liquide déplacé (dénivellation) ».

3.4. Fabrication des bio-engrais

3.4.1. Vérification de l'inoculation mycorhizienne

Avant de procéder à la formulation du bio-engrais, on devrait s'assurer de la réussite de l'inoculation mycorhizienne et la présence des formes spécifiques (hyphes, arbuscules et/ou vésicule) dans les racines du maïs.

Pour observer les structures des mycorhizes à arbuscules au niveau des racines, on a suivi le protocole de **Kormanik et McGraw, (1982)**. 0,5 g des racines ont été placées dans un tube perforé mis dans un bicher. Ces racines ont été couvertes avec 10% KOH et chauffées au bain marie à 90°C pendant 30 minutes. Après le chauffage, la solution du KOH a été versée, les racines ont été bien rincées avec l'eau de robinet. Par la suite, les racines ont été placées dans un bicher ont été couvertes avec la solution alcaline fraîchement préparée de H₂O₂ (ajout de 3 ml de NH₄OH à 30 ml de 10% H₂O₂ et 567 ml d'eau de robinet) en chambre de culture pendant 10 à 20 minutes ou jusqu'à ce que les racines blanchissent (la solution alcaline de H₂O₂ doit être immédiatement préparée et ne se conservent pas). Après la décoloration, les échantillons des racines ont été lavés à plusieurs reprises avec l'eau de robinet (au moins trois reprise) pour éliminer la solution alcaline de H₂O₂ et puis ont été couverts avec la solution acide de HCl diluée (approximativement 1 à 3,5%) et ont été laissés trempés dans cette solution pendant 3 à 4 minutes et puis ont été récupérés (Fig. 23).

Après cette étape de décoloration et blanchiment des racines, l'étape de coloration des racines a commencé. La coloration a été faite par le bleu de méthylène (0,35%) comme alternative à l'utilisation du bleu de Cotton (**Kormanik et McGraw, 1982 ; Vierheilig et al., 1998**). Les racines déjà décolorées ont été plongées dans la solution de 0,35% de bleu de méthylène. L'ensemble a été placé au bain marie à 90°C pendant 15 minutes. Les racines ont été récupérées, rincées et placées entre lames et lamelles avec quelques gouttes de glycérol et ont été observées au microscope au grossissement 100.



Figure 23 : Quelques étapes de la préparation des racines à la coloration.

Les sols qui ont porté la culture du maïs ont aussi été prospectés pour chercher les spores des CMA. Le protocole utilisé pour récupérer les spores des CMA est le protocole du tamisage humide décrite par **Gerdemann and Nicolson (1963)**. Le tamisage humide et la décantation sont l'une des techniques les plus populaires par rapport aux autres techniques. Cette technique est utilisée pour tamiser les particules grossières du sol et retenir les spores des CMA sur des tamis de différentes tailles (de 1 cm à 45 μm). 10 g de sol ont été mélangés avec 100 ml d'eau dans la fiole conique de 500 ml. Le mélange de sol a été agité vigoureusement pour libérer les spores des CMA du sol et laissé reposer pendant 15 à 45 minutes et le surnageant a été décanté à travers les tamis (Fig. 24).

Les spores ont été condensées et purifiées selon le protocole de **Daniel and Skipper (1982)** en remettant la suspension du tamisage dans la solution de saccharose à 40 % et une centrifugation a été effectuée. La centrifugation a été effectuée à 1750 tr/min pendant 5 minutes. Le surnageant a été récupéré et versé dans les tamis. Les spores retenues dans les tamis ont été soigneusement rincées à l'eau du robinet et récupérées à l'aide d'une micropipette et ont été mises sur des lames et observées à l'aide d'un microscope.



Figure 24 : Quelques étapes de la récupération des spores des CMA.

3.4.2. Estimation du taux de colonisation mycorhizienne à arbuscules racinaire

25 fragments racinaires choisis au hasard (8 fragments racinaires inoculés par les CMA d'Ain Dehab, 9 inoculés par les CMA de Gartoufa et 8 inoculés par les CMA de Ksar Chellala) ont été montés et écrasés entre lame et lamelle dans du glycérol.

Les fragments sont observés au microscope photonique pour calculer quatre paramètres de la colonisation (**Trouvelot *et al.*,1986**) :

- **Fréquence de colonisation (F)**

$$F (\%) = (\text{nombre de fragments mycorhizés} / \text{nombre des fragments totaux}) * 100.$$

- **Intensité de colonisation développée dans le système racinaire entier (M)**

$$M (\%) = (95 n_5 + 70 n_4 + 30 n_3 + 5 n_2 + n_1) / \text{Nombre des fragments totaux}.$$

Où

n_5 = Nombre de fragments notés 5 (Fig. 25 A et B) ;

n_4 = Nombre de fragments noté 4 ;

n_3 = Nombre de fragments noté 3 ;

n_2 = Nombre de fragments noté 2 ;

n_1 = Nombre de fragments noté 1 ;

- **Teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie endo-mycorhizée du système racinaire (a)**

$$a \% = (100mA_3 + 50mA_2 + 10mA_1)/100.$$

Où

m_{A_3} , m_{A_2} , m_{A_1} sont les pourcentages de mycorhizes notés A_3 , A_2 , A_1 , respectivement, avec :

$$m_{A_3} = (95n_5A_3 + 70n_4A_3 + 30n_3A_3 + 5n_2A_3 + n_1A_3) / \text{nbr des fragments mycorhizés} * 100 / M$$

$$m_{A_2} = (95n_5A_2 + 70n_4A_2 + 30n_3A_2 + 5n_2A_2 + n_1A_2) / \text{nbr des fragments mycorhizés} * 100 / M$$

$$m_{A_1} = (95n_5A_1 + 70n_4A_1 + 30n_3A_1 + 5n_2A_1 + n_1A_1) / \text{nbr des fragments mycorhizés} * 100 / M$$

- **Teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier (A)**

$$A (\%) = a * (M/100).$$

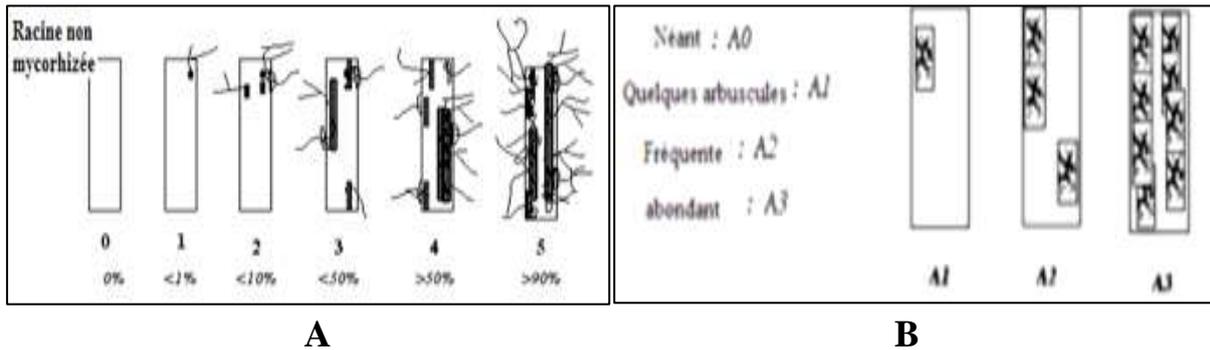


Figure 25 : Estimation de la colonisation mycorhizienne (A) et estimation de l'abondance arbusculaire.

3.4.3. Préparation des bio-engrais proprement dite

Une fois que l'inoculation des racines de maïs a été vérifiée (présence de spores des CMA dans le sol et présences des formes spécifiques des CMA (hyphes, Arbuscules et/ vésicules) au niveau des racines, ces dernières qui ont poussé sur un sol non stérilisé, ont été lavées, découpées en petits morceaux et mélangées avec du terreau stérilisé (rapport 1/10 racines coupées : sol) et ont servis comme inoculum (Fig. 26) (McGonigles et al., 1990).



Figure 26 : Préparation du bio-engrais à base des CMA (fragments des racines inoculées et terreau stérilisé).

3.5. Test de l'efficacité des bio-engrais sur les paramètres de croissance du pois chiche

3.5.1. Préparation des graines

Les graines de pois ont été désinfectées, en les trompant dans l'eau de Javel pendant 5 minutes et puis en les rinçant avec l'eau distillée. Cette opération a été répétée plusieurs fois. Les graines ont été, par la suite, placées dans des boîtes de Pétri tapissées par du Cotton stérilisé. Elles ont été arrosées et ont été placées dans l'étuve à 25°C jusqu'à leur germination (Fig. 27).



Figure 27 : Graines de pois chiche germées.

3.5.2. Inoculation

Les graines germées ont été placées dans des gobelets blancs perforés préalablement remplis par du sol de la Bayadha de Sougueur stérilisé (sol considéré comme sol stérilisé). L'inoculum mycorhizien a été placé en dessus du sol stérilisé. Il représente 10% du volume du substrat. Les graines germées ont été placées en dessus de l'inoculum à raison de 5 graines par gobelet et ont été couvertes par du sol de la Bayadha de Sougueur stérilisé (Fig. 28). Chaque traitement a été répété 5 fois. Des témoins ont été préparés en même temps dans lesquels les graines de pois chiche germées ont été placées dans des gobelets blancs perforés remplis par du sol de la Bayadha de Sougueur stérilisé seulement à raison de 5 graines par gobelet.

Les gobelets ont été placés dans une serre en verre et irrigué régulièrement par l'eau de robinet. Le développement des cultures de pois chiche a été suivi pour vérifier l'efficacité des bio-engrais produits sur les paramètres de croissance du pois chiche.



Figure 28 : Graines de pois chiche germées.

3.5.3. Paramètres mesurés

Afin de vérifier l'effet des bio-engrais sur les paramètres de croissance du pois chiche, un suivi de la culture a été effectué et les paramètres suivants ont été mesurés : le nombre de plantes par gobelet, la hauteur de la tige, le nombre de nœuds, le nombre de branches primaires, le nombre de feuilles par plante, le nombre de folioles par feuille, la surface foliaire, les poids des biomasses aérienne et racinaires fraîches, la longueur des racines et le volume des racines.

Ces paramètres vont être déterminés suivant les mêmes principes utilisés pour l'évaluation des paramètres de croissance des plantes de maïs.

4. Analyse statistique

Le traitement statistique a été effectué à l'aide du logiciel SPSS dont les données obtenues ont été soumises à une analyse de la variance. Le test de *Student* est appliqué pour dévoiler la différence entre les moyennes des traitements. La comparaison des groupes homogènes a été effectuée en utilisant le test de *Tukey* au seuil de sécurité 95%. Une analyse de corrélation basée sur le coefficient de Pearson entre les différents paramètres mesurés a été réalisée pour mesurer le degré d'association entre les variables. Les données sont classées dans une matrice normalisée par la méthode de Sneath et Sokal (1973), puis analysées par la méthode de l'analyse en grappes basée sur la méthode de Ward afin de vérifier la ressemblance entre les provenances analysées dans cette étude.

Chapitre 3 :
Résultats et discussions

Chapitre 3 : Résultats et discussions

1. Résultats

1.1. Effet de la microflore indigène sur les paramètres de croissance des plantes de maïs

A travers notre expérimentation, nous avons remarqué que le comportement des plantes de maïs était différent en fonction de la présence ou l'absence d'une microflore dans le sol (Fig. 29). Il est clair que les plantes de maïs poussant dans un sol stérilisé (témoin) avaient un développement et une croissance réduits par rapport aux plantes poussant dans les sols rhizosphériques non stérilisés des trois régions prospectées.



Figure 29 : Variation de la croissance des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence d'une microflore indigène dans le sol. (A) Sol de la région de Ksar Chellala, (B) Sol de la région de Gartoufa, (C) Sol de la région d'Ain Dehab et (D) Témoin (Sol stérilisé dépourvu de microflore).

1.1.1. Nombre de plantes par pot

Les résultats d'analyse des variances, illustré dans le tableau ci-dessous, révèlent des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre les sols. Cela signifie que le nombre de plantes par pot était significativement affecté par le type de sol sur lequel les plantes se développent et par la présence et l'absence d'une microflore au niveau du sol.

Tableau 6 : Analyse des variances du nombre de plantes par pot.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Sols	155,5	3	51,833	4,026	0,034 *
Résiduelle	154,5	12	12,875		
Total	310	15			

Les histogrammes de la figure 30 présentent la variation du nombre de plantes de maïs par pot en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène, où l'on voit que le nombre de plants de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de jujubier sauvage de la région de Gartoufa était le plus important (10 plantes) par rapport aux autres sols rhizosphériques des régions d'Ain Dehab (8 plantes) et de Ksar Chellala (7 plantes). Le nombre de plantes poussant dans le sol témoin stérilisé était le plus faible (2 plantes).

Cela signifie que la microflore du sol contribue significativement à la germination des graines et la croissance des plantes du fait que la supériorité du nombre de plantes par pot poussant sur un sol pourvu de microflore était de 425% (Gartoufa), 312,5% (Hessiane Eth-thib) et 262,5% par rapport aux plantes témoins poussant sur un sol stérilisé.

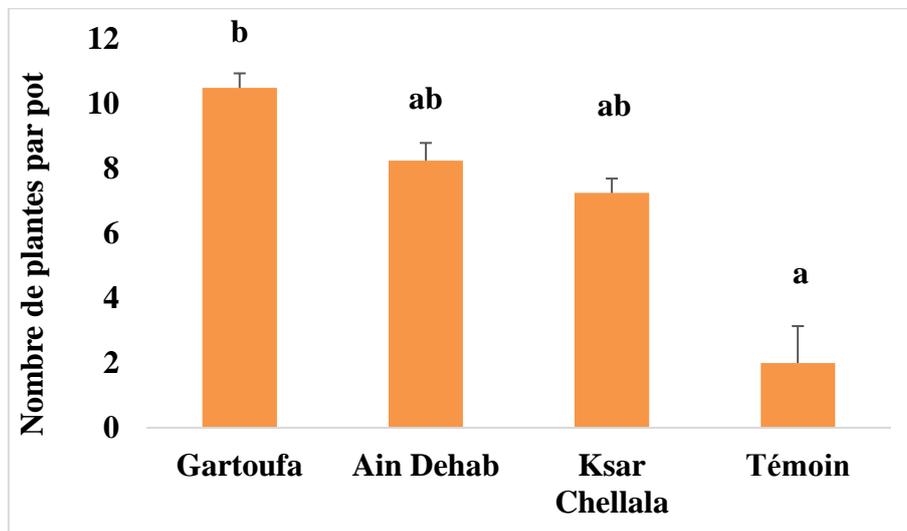


Figure 30 : Variation du nombre de plantes de maïs par pot en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.2. Hauteur de la tige

Le tableau 7 représente les résultats d'analyse des variances de la hauteur des tiges. Il existe des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre les sols. Cela signifie que la hauteur des tiges était significativement affectée par le type de sol sur lequel les plantes se développent et par la présence et l'absence de microorganismes au niveau du sol.

Tableau 7 : Analyse des variances de la hauteur de la tige

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Sols	72,563	3	24,188	3,851	0,038 *
Résiduelle	75,375	12	6,281		
Total	147,938	15			

Les variations de la hauteur des tiges des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de microorganismes au niveau des sols sont illustrées dans la figure 31.

Les plantes de maïs poussant sur le sol stérilisé (témoins) avaient les tiges les plus courtes avec une moyenne de $4,25 \pm 2,87$ (a) cm. Les plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique du jujubier sauvage de la région de Gartoufa avaient les tiges les plus hautes avec une moyenne de $9,625 \pm 2,32$ (b) cm. La présence de microorganisme dans le sol rhizosphérique de la région de Gartoufa à stimuler la croissance des tiges à 126,47% par rapport aux plantes témoins.

Les plantes poussant sur les sols rhizosphériques du jujubier sauvage des régions de Ksar Chellala et Ain Dehab avaient des moyennes de hauteur des tiges respectives de $8,75 \pm 2,5$ (ab) et $6,125 \pm 2,29$ (ab) cm. Les microorganismes présents dans ces sols ont amélioré la croissance des tiges par des pourcentages respectifs de 105,88 et 44,12%.

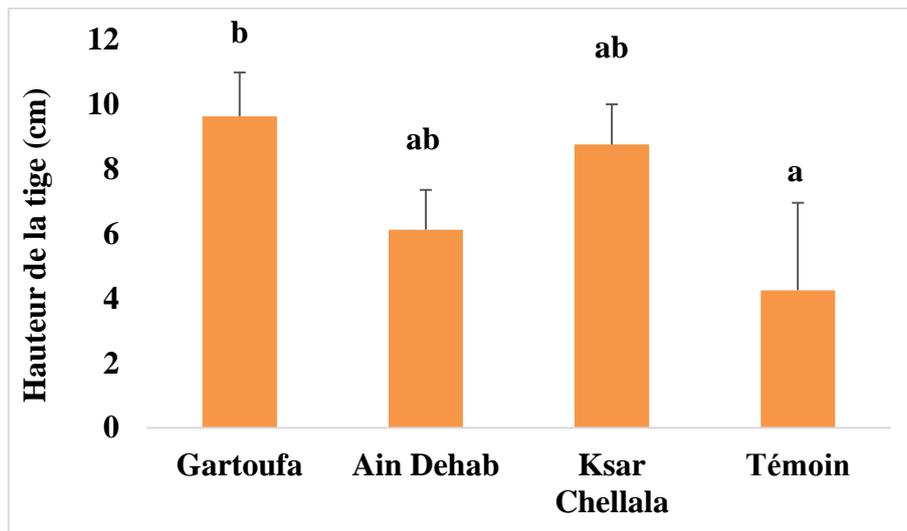


Figure 31 : Variation de la hauteur des tiges des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.3. Nombre de nœuds

Le tableau 8 représente les résultats d'analyse des variances de nombre des nœuds. Il existe des différences hautement significatives ($P \leq 0,01$) entre les sols. Cela signifie que le nombre des nœuds par tiges est significativement affecté par le type de sol sur lequel les plantes se développent et par la présence et l'absence de microorganismes au niveau du sol.

La figure 32 représente les variations de nombre des nœuds par tige de plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de microorganismes au niveau des sols.

Tableau 8 : Analyse des variances du nombre de nœuds par tige

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Sols	3	3	1	6	0,01**
Résiduelle	2	12	0,167		
Total	5	15			

Les plantes poussent sur le sol stérilisé (témoin) avaient le nombre de nœuds le plus réduite avec une moyenne de 2 (a). Les plantes de maïs poussent sur le sol rhizosphérique de jujubier sauvage des trois régions prospectées avaient le même nombre de nœuds de 3 (b). Cela conduit à conclure que la microflore du sol avait un effet positif sur la croissance des plantes de maïs. Cette supériorité des plantes de maïs inoculées par rapport aux plantes témoin était estimé à 50%.

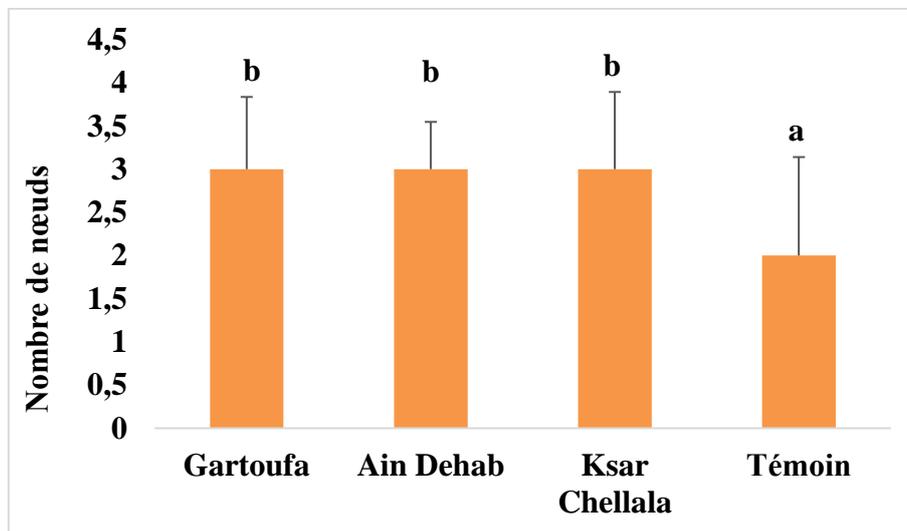


Figure 32 : Variation du nombre de nœuds par tige en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.4. Nombre de feuilles par plante

Des effets hautement significatifs ($P \leq 0,01$) ont été enregistrés entre les différents sol étudiés expliquant ainsi que la présence ou l'absence de microorganisme dans le sol et que le type des sols ont une influence sur le nombre de feuille par plante (tableau 9).

Tableau 9 : Analyse des variances du nombre de feuilles par plante

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Sols	13,25	3	4,417	6,235	0,009 **
Résiduelle	8,5	12	0,708		
Total	21,75	15			

Le graphique de la figure 33 illustre la variation du nombre de feuilles par plante de maïs en fonction de la présence ou l'absence d'une microflore indigène.

Les plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de jujubier sauvage de la région de Gartoufa avaient le nombre de feuilles par plante le plus important ($6 \pm 0,82$ feuilles b) et celles d'Ain Dehab avaient le nombre de feuilles par plante le plus faible avec une moyenne de $3,75 \pm 0,5$ (a) feuilles. Cela signifie qu'il n'y a pas une relation entre la présence de microorganismes au niveau du sol et le nombre des feuilles du fait que les plantes témoins poussant sur un sol stérilisé avaient une supériorité de 11,759% par rapport aux plantes poussant sur le sol rhizosphérique d'Ain Dehab.

Les plantes témoins sont classées, selon le test de comparaison des moyennes de *Tukey*, dans le même groupe intermédiaire (ab) avec les plantes poussant sur le sol rhizosphérique de Ksar Chellala du fait que la différence entre leurs moyennes n'est pas significative ($4,25 \pm 0,96$ et $5,5 \pm 1$ feuilles par plante respectivement).

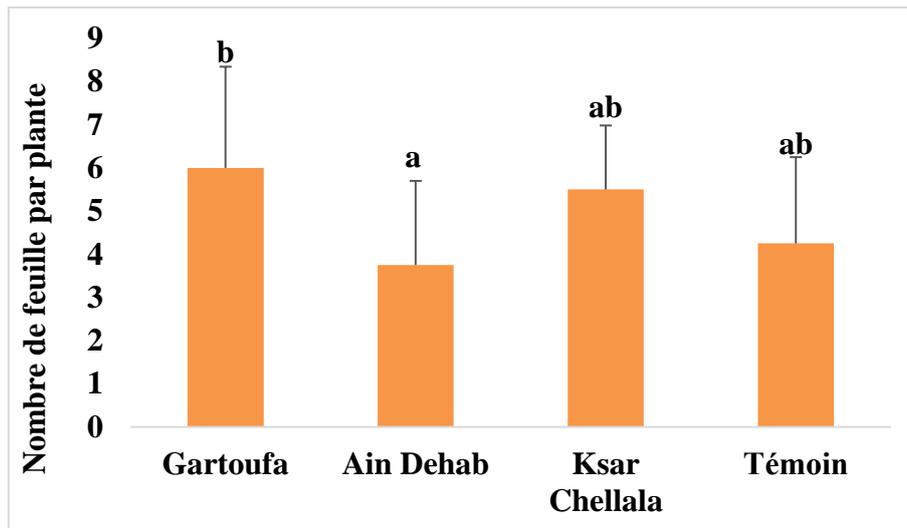


Figure 33 : Variation du nombre de feuilles par plante de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.5. Longueur des feuilles

Les résultats d'analyse des variances de la longueur des feuilles sont représentés dans le tableau 10. D'après ce tableau, on remarque qu'il existe des différences hautement significatives ($P \leq 0,01$) entre les sols. Cela signifie que la longueur des feuilles est significativement affectée par le type de sol sur lequel les plantes se développent et par la présence et l'absence de microorganismes au niveau du sol.

Tableau 10 : Analyse des variances de la longueur des feuilles.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Sols	567,086	3	189,029	6,326	0,008**
Résiduelle	358,559	12	29,88		
Total	925,645	15			

Les longueurs des feuilles les plus faibles ont été enregistré chez les plantes de maïs poussant sur le sol stérilisé (témoins) avec une moyenne de $16,033 \pm 5,15$ (a) cm (Fig.34). Les plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique du jujubier sauvage de la région de Ksar Chellala avaient les tiges les plus hautes avec une moyenne de $31,258 \pm (b)$ cm. La présence de microorganisme dans le sol rhizosphérique de la région de Ksar Chellala a stimulé la croissance des tiges à 94,963% par rapport aux plantes témoins.

De même, les plantes poussant sur les sols rhizosphériques du jujubier sauvage des régions de Gartoufa et Ain Dehab avaient des moyennes de hauteur des tiges respectives de $27,088 \pm 6,016$ (ab) et $19,898 \pm 5,283$ (ab) cm. Les microorganismes présents dans ces sols ont amélioré la croissance des feuilles en longueur par des pourcentages respectives de 68,954 et 24,107 % par rapport aux plantes témoins.

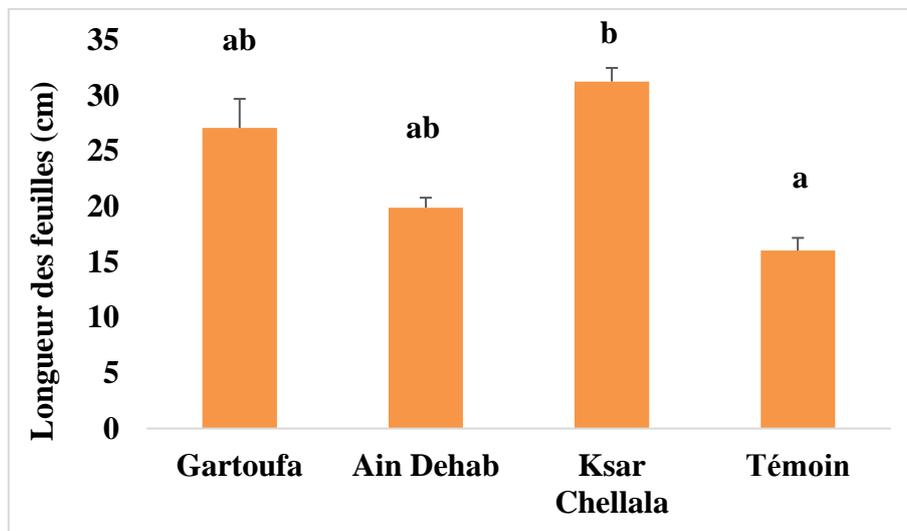


Figure 34 : Variation de la longueur des feuilles des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.6. Largeur des feuilles

Le traitement statistique, des données de la largeur des feuilles de maïs cultivés sur des sol rhizosphériques pourvus de microorganismes et un sol stérilisé dépourvu de microorganismes, révèle qu'il n'y a pas de différences significatives ($P > 0,05$) entre les sols (tableau 11), indiquant que ces derniers n'ont aucun effet sur la largeur des feuilles.

Tableau 11 : Analyse des variances de largeur des feuilles

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Sols	1,807	3	0,602	2,391	0,12 ns
Résiduelle	3,024	12	0,252		
Total	4,831	15			

Les plantes de maïs témoins poussant sur le sol stérilisé avaient les feuilles les moins large avec une moyenne de $1,450 \pm 0,657$ cm. Les plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique du jujubier sauvage de la région de Ksar Chellala avaient les feuilles les plus large avec une moyenne de $2,295 \pm 0,226$ cm (Fig. 35). Une stimulation de la largeur des feuilles de 58,276% est donc attribué aux microorganismes du sol rhizosphérique de Ksar Chellala par rapport au plantes témoins.

Les microorganismes des sols rhizosphériques des région de Gartoufa et Ain Dehab ont aussi participer à l'amélioration respectives des largeurs des feuilles de maïs estimés à 45,172 et 15,172% par rapport aux plantes témoins. Les largeurs des feuilles de maïs moyennes enregistré par les plantes poussant sur les sols rhizosphériques des régions de Gartoufa et d'Ain Dehab sont de $2,105 \pm 0,498$ et $1,67 \pm 0,526$ cm respectivement.

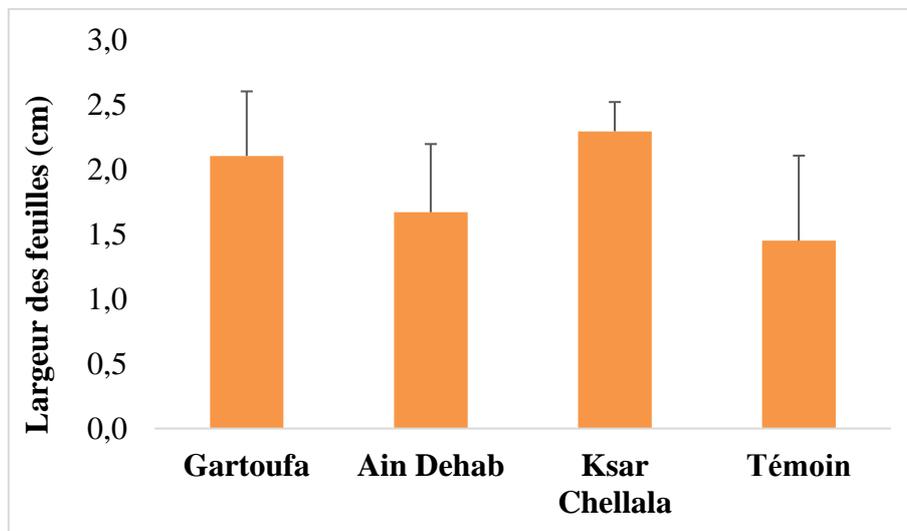


Figure 35 : Variation de la largeur des feuilles des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.7. Surface foliaire

D'après le tableau des analyses des variances de la surface foliaire (tableau 12), il existe des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre les sols. Cela signifie que la surface foliaire était significativement affectée par le type de sol sur lequel les plantes se développent et par la présence et l'absence de microorganismes au niveau du sol.

Tableau 12 : Analyse des variances de la surface foliaire.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Sols	2942,842	3	980,947	4,926	0,019 *
Résiduelle	2389,825	12	199,152		
Total	5332,667	15			

Les variations de la surface foliaire des plantes de maïs poussant en présence ou en absence de microorganismes au niveau des sols sont illustrées dans la figure 36.

Les valeurs les plus élevées de la surface foliaire sont enregistrées chez les plantes de maïs poussant sur le sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région de Ksar Chellala avec une moyenne de $46,023 \pm 15,565 \text{ cm}^2$ (b) qui a représenté une supériorité de 308,951% par rapport aux plantes considérées comme témoin qui avaient une moyenne de surface foliaire de $11,254 \pm 7,199\% \text{ cm}^2$.

Les plantes poussant sur les sols rhizosphériques du jujubier sauvage des régions de Gartoufa et d'Ain Dehab avaient des moyennes respectives de la surface foliaire de $37,458 \pm 19,457$ (ab) et $21,287 \pm 11,134$ (ab) cm^2 . Les microorganismes présents dans ces sols ont amélioré le développement des surfaces foliaires par des pourcentages respectives de 232,843 et 89,157%.

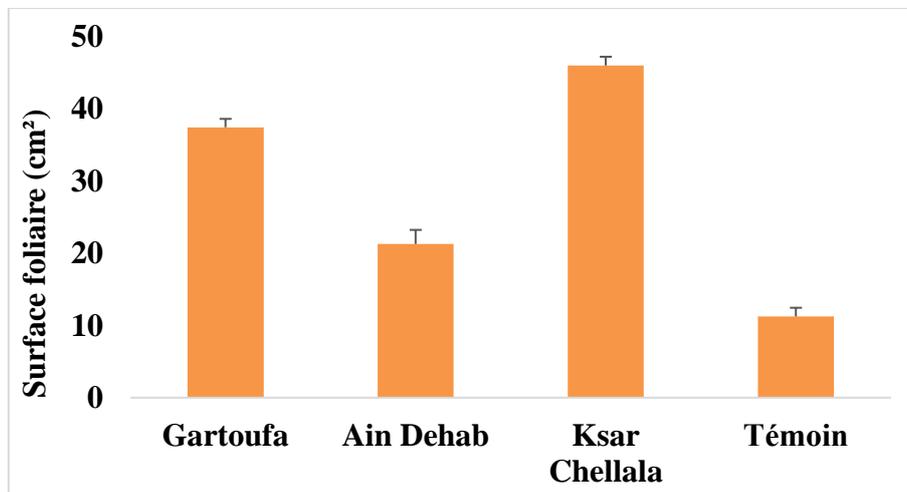


Figure 36 : Variation de la surface foliaire des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.8. Poids frais des biomasses aériennes et racinaires

Les tableaux 14 représentent les résultats d'analyse des variances des poids des biomasses aériennes et racinaires fraîches. Il existe des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre les sols. Cela signifie que les poids des biomasses aériennes et racinaires fraîches étaient

significativement affectés par le type de sol sur lequel les plantes se développent et par la présence et l'absence de microorganismes au niveau du sol.

Tableau 13 : Analyse des variances du poids frais de la biomasse aérienne

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Régions	111,349	3	37,116	4,448	0,025 *
Résiduelle	100,127	12	8,344		
Total	211,476	15			

Tableau 14 : Analyse des variances de poids de la biomasse racinaire

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Régions	11,544	3	3,848	5,433	0,014 *
Résiduelle	8,5	12	0,708		
Total	20,044	15			

Les plantes de maïs poussant sur le sol stérilisé (témoins) avaient le poids frais de la partie aérienne et racinaire les plus faibles avec des moyennes respectives de $0,739 \pm 0,57$ (a) et $0,3838 \pm 0,114$ (a) g par plante. Les plantes de maïs poussant sur les sols rhizosphériques du jujubier sauvage des régions de Gartoufa et de Ksar Chellala avaient les poids frais de la biomasse aérienne et racinaire les plus importants avec des moyennes respectives de $6,855 \pm 3,941$ (b) et $6,484 \pm 4,115$ (b) g par plantes pour la partie aérienne (Fig.37) et $2,502 \pm 1,012$ et $2,422 \pm 1,18$ (b) g par plante pour la partie racinaires (Fig. 38). Ces moyennes ont des supériorités de 827,161 et 777,019% respectivement par rapport aux moyennes des plantes témoins pour la partie aérienne et de 552,11 et 531,058% respectivement pour la partie racinaire.

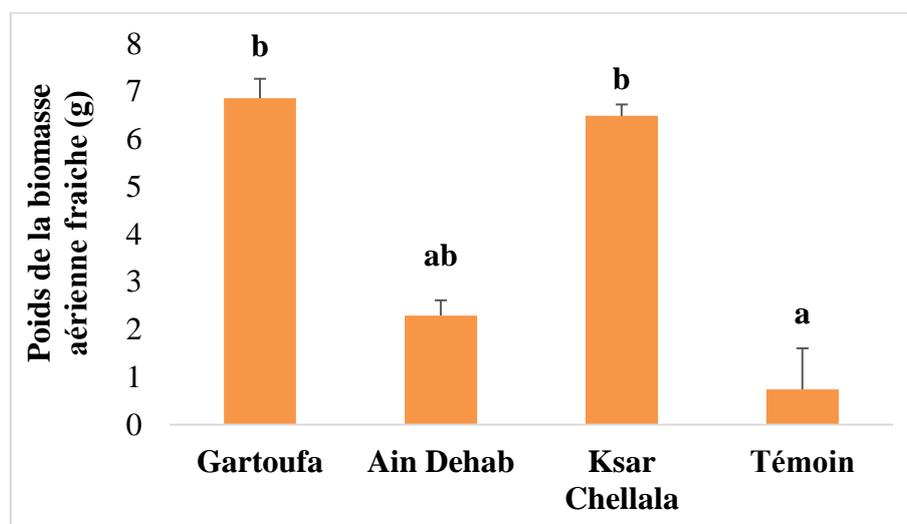


Figure 37 : Variation des poids des biomasses aériennes fraîches des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

Les plantes poussant sur les sols rhizosphériques du jujubier sauvage de la région d'Ain Dehab avaient des moyennes des poids frais des biomasse aérienne et racinaires de $2,291 \pm 0,759$ (ab) et $1,7155 \pm 0,494$ (ab) g par plante. Les microorganismes présents dans ce sol ont amélioré les poids des parties aériennes et racinaires des plantes de maïs par 209,861% et 346,978% respectivement par rapport aux plantes témoins poussant sur le sol de la Bayadha de Sougueur stérilisé.

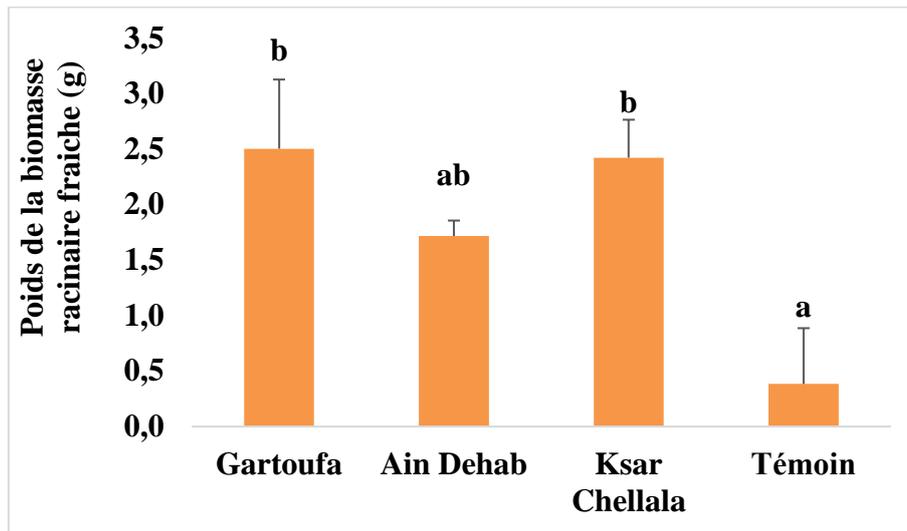


Figure 38 : Variation des poids des biomasses racinaires fraîches des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.9. Longueur des racines

Des effets non significatifs ($P > 0,05$) ont été enregistrés entre les différents sol étudiés expliquant ainsi que la présence ou l'absence de microorganisme dans le sol et que le type des sols n'ont pas d'influence sur la longueur des racines (tableau 13).

Tableau 15 : Analyse des variances de la longueur des racines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Régions	573,962	3	191,321	1,27	0,329 ns
Résiduelle	1808,318	12	150,693		
Total	2382,28	15			

Les racines des plantes de maïs poussant sur les sols de la rhizosphère du jujubier sauvage des régions de Gartoufa et de Ksar Chellala avaient les racines les plus longues avec des moyennes respectives de $37,65 \pm 9,249$ et $35,9 \pm 9,069$ cm suivi par les plantes poussant sur le sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région d'Ain Dehab qui ont enregistré une longueur moyenne des racines de $25,7 \pm 7,645$ cm. Ces valeurs montrent que la présence de microorganismes dans le sol aide à la croissance des racines en longueur du fait que les racines

inoculées ont présenté des supériorités de 56,062% (Gartoufa), 48,808% (Ksar Chellala) et 6,528% (Ain Dehab) par rapport aux racines des plantes témoins qui avaient des moyennes de longueur des racines de $24,125 \pm 9,384$ cm.

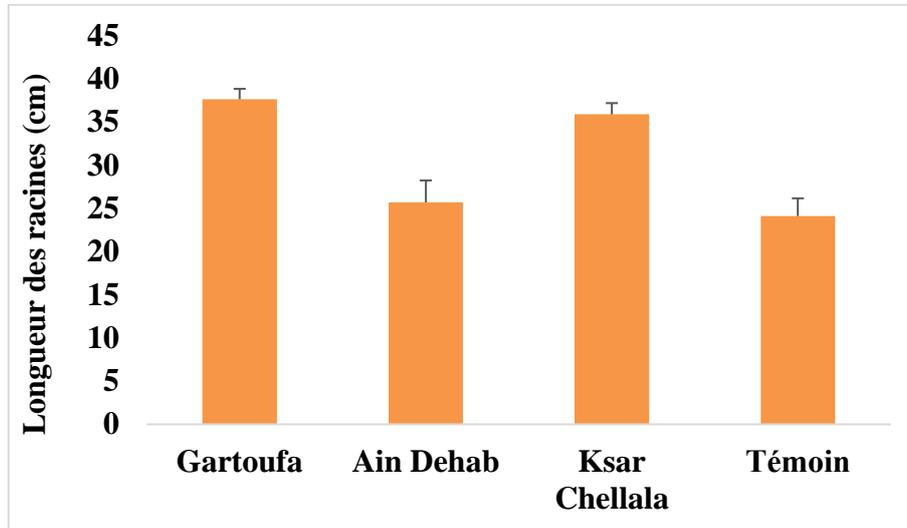


Figure 39 : Variation des poids des longueur des racines des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.10. Volume des racines

Le tableau 16 représente les résultats d'analyse des variances de volume des racines. Il n'y a pas une signification ($P > 0,05$) entre les sols indiquant que le volume des racines était indifférent à la présence ou l'absence des microorganismes au niveau du sol ainsi qu'aux types de sols.

Tableau 16 : Analyse des variances de volume des racines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Régions	3,875	3	1,292	1,253	0,334 ns
Résiduelle	12,375	12	1,031		
Total	16,25	15			

Les plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de jujubier sauvage de la région de Ksar Chellala avaient le volume des racines le plus important ($2,625 \pm 0,493$ ml) et celles d'Ain Dehab avaient le volume des racines le plus faible avec une moyenne de $1,375 \pm 0,479$ ml. Cela signifie qu'il n'y a pas une relation entre la présence de microorganismes au niveau du sol et le volume des racines du fait que les plantes témoins poussant sur un sol stérilisé avaient une supériorité de 31,25% par rapport aux plantes poussant sur le sol rhizosphérique de la région d'Ain Dehab.

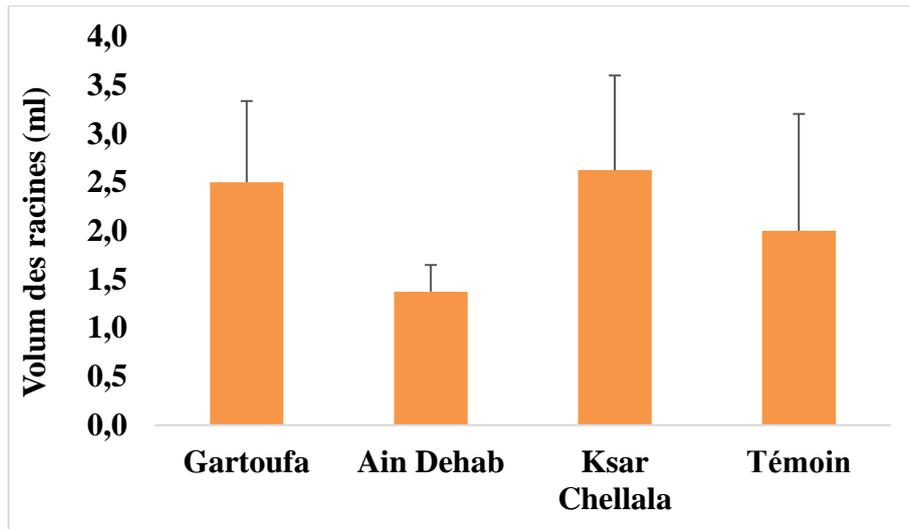


Figure 40 : Variation des poids des volumes des racines des plantes de maïs en fonction de la présence ou l'absence de la microflore indigène.

1.1.11. Analyse des corrélations

Après l'analyse des variances de chaque trait à part, une analyse des corrélations a été effectuée pour déceler les relations qui existent entre les caractères pris deux à deux (tableau 1, annexe 2).

Plusieurs corrélations positives et significatives ont été enregistrées entre les paramètres de croissance des plantes de maïs. On ne va pas présenter toutes les corrélations mais on s'intéressera seulement aux traits corrélés avec les poids des biomasses aériennes et racinaires car ce sont les deux traits les plus importants dans notre expérimentation. Plus la biomasse racinaire est importante, plus on aura de matière première pour en produire des bio-engrais. La biomasse aérienne aussi peut être valorisée pour la production d'ensilage par exemple ou bien fournie directement à l'alimentation animale. De ce fait, plus la production de biomasse aérienne est bonne, mieux c'est.

Le poids de la biomasse racinaire est corrélé positivement avec le nombre de plantes levées ($r=0,574^*$), la hauteur de la tige ($r=0,684^{**}$), le nombre de nœuds par plante ($r=0,598^*$), le nombre de feuilles ($r=0,576^*$), la longueur des feuilles ($r=0,563^*$), la surface foliaire ($r=0,589^*$), la longueur des racines ($r=0,549^*$) et la biomasse aérienne fraîche ($r=0,875^{***}$).

Le poids de la biomasse aérienne est corrélé positivement avec le nombre de plantes levées ($r=0,521^*$), la hauteur de la tige ($r=0,803^{***}$), la longueur des feuilles ($r=0,675^{**}$), le nombre de feuilles ($r=0,706^*$), la largeur des feuilles ($r=0,499^*$), la surface foliaire ($r=0,723^*$) et la longueur des racines ($r=0,502^*$).

1.1.12. Classification hiérarchique

La méthode de Ward a permis de classer les sols de la rhizosphère de *Ziziphus lotus* L. des trois régions (Gartoufa, Ain Dehab et Ksar Chellala) et le sol témoin, en mesurant la distance entre les paramètres de croissance des plantes de maïs, en deux groupes (Fig. 41). Le premier groupe est représenté par les sols rhizosphériques de Gartoufa et de Ksar Chellala. Et le deuxième groupe est représenté par le sol rhizosphérique d'Ain Dehab et le sol témoin.

Cette classification se justifie par le fait que les paramètres de croissances les plus faibles ont été enregistrés chez les plantes poussant sur le sol témoin suivi par celle des plantes de la rhizosphère d'Ain Dehab et les plus élevés ont été enregistrés chez les plantes de maïs poussant sur les sols rhizosphériques de Gartoufa et de Ksar Chellala. Ces plantes avaient des valeurs proches pour la hauteur de la tige, le nombre de feuilles par plante, la longueur des feuilles, la surface foliaire, la longueur des racines, les poids des biomasses aériennes et racinaires fraîches et le volume des racines.

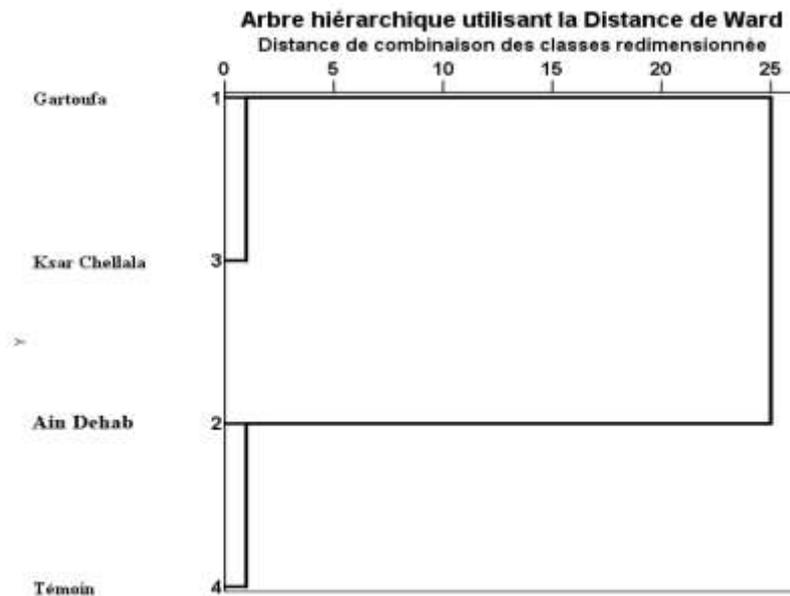


Figure 41 : Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des paramètres de croissances des plantes de maïs, basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward

1.2. Inoculation mycorhizienne des racines de maïs

La coloration des fragments racinaires des plantes de maïs, poussant dans les sols rhizosphériques des trois régions prospectées, a permis d'observer les formes spéciales des champignons mycorhizien arbusculaires (CMA) à savoir les hyphes, les vésicules et les arbuscules (Fig. 42, 43 et 44).

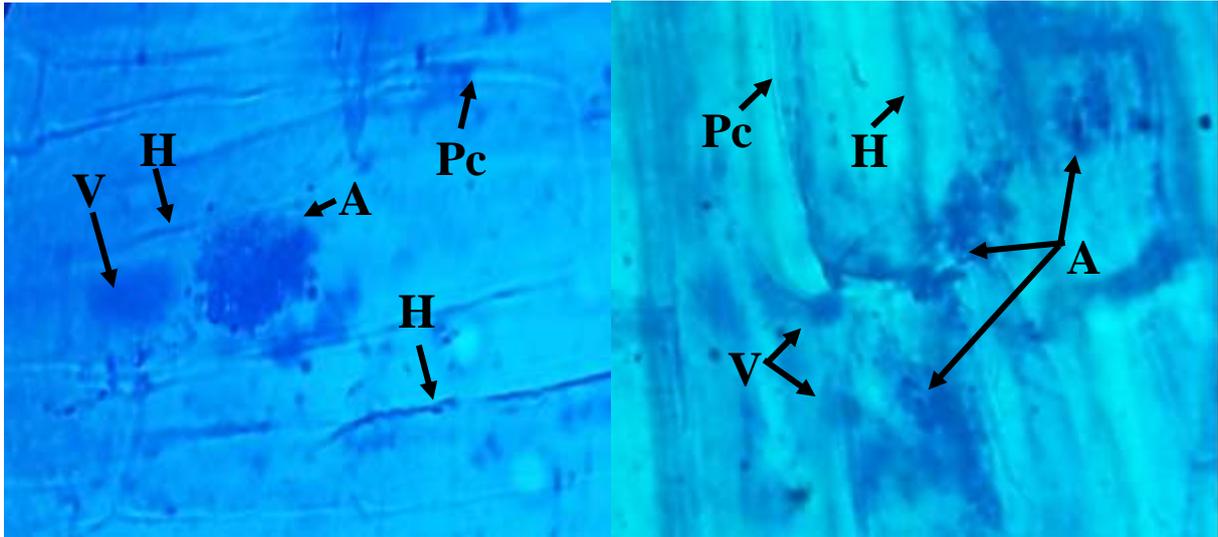


Figure 42 : Observation microscopique des formes spéciales des CMA observées au niveau des fragments racinaires des plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de la région de Ksar Chellala (x 100).

A : Arbuscule ; H : Hyphe ; V : Vésicule ; Pc : Paroi cellulaire.

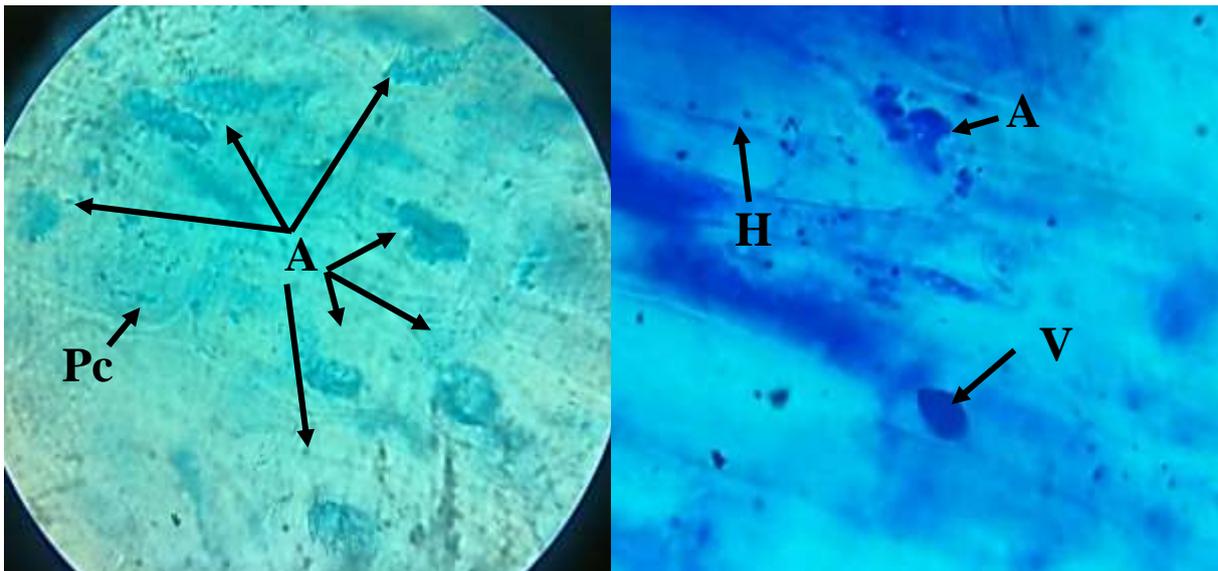


Figure 43 : Observation microscopique des formes spéciales des CMA observées au niveau des fragments racinaires des plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de la région de Gartoufa (x 100).

A la fin de l'expérimentation et pour confirmer la présence des CMA dans les différents sols des trois régions qui ont porté les cultures de maïs, les spores des CMA ont été extraits et observés au microscope photonique (Fig. 45).

Les fragments des racines observés au microscope ont permis aussi d'estimer les quatre paramètres de la colonisation.

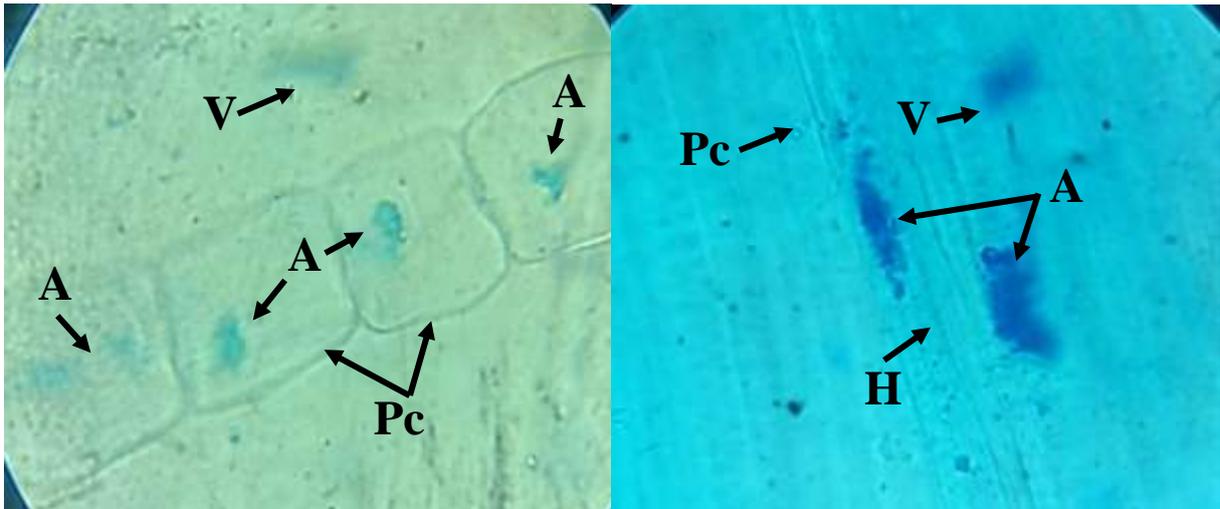


Figure 44 : Observation microscopique des formes spéciales des CMA observées au niveau des fragments racinaires des plantes de maïs poussant sur le sol rhizosphérique de la région d'Ain Dehab (x 100).

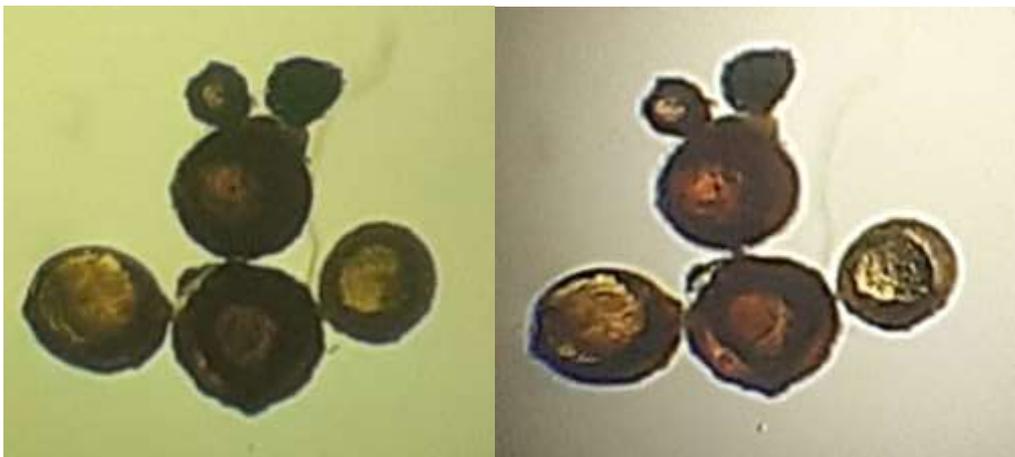


Figure 45 : Observation microscopique des spores des CMA extraits à partie du sol rhizosphérique de la région d'Ain Dehab (x 100).

La fréquence de colonisation mycorhizienne était de 100% pour les fragments racinaires des trois régions. Tous les fragments racinaires montés entre lames et lamelles ont contenu au moins deux formes spéciales des CMA. Les formes les plus observés étaient les arbuscules et les hyphes.

L'intensité de colonisation développée dans le système racinaire entier a dépassé les 80% au niveau des racines des trois régions. L'intensité de colonisation la plus importantes a été observé au niveau des racines du sol de Gartoufa avec 89,44% suivi par les racines du sol de Ksar Chellala avec 88,75% et puis les racines du sol d'Ain Dehab Avec 85,625%.

La teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie endo-mycorhizée du système racinaire des trois régions était impressionnante et a dépassé les 90%. Elle était de 95,652% au niveau des fragment racinaires du sol de Gartoufa, 94,89% au niveau des fragment racinaires du sol d'Ain Dehab et 93,31% au niveau des fragment racinaires du sol de Ksar Chellala.

La teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier aussi était très satisfaisante. Les valeurs enregistrées ont été de l'ordre de 85,55% pour le système racinaire du sol de la région de Gartoufa, 82,812% pour le système racinaire du sol de la région de Ksar Chellala et 81,25% pour le système racinaire du sol de la région d'Ain Dehab.

Ces chiffres rassurants ont pu indiquer que les systèmes racinaires obtenus lors de notre expérimentation ont une teneur importante en champignons mycorhiziens à arbuscule et peuvent, de ce fait, utilisées pour en produire un bio-engrais (Fig. 46).



Figure 46 : Bio-engrais à base de fragments des racines mycorhizées fabriqué.

1.3. Efficacité des bio-engrais sur les performances de croissance des plantes de pois chiche

Afin de vérifier l'efficacité des bio-engrais produits sur une culture de pois chiche, nous avons remarqué, à la fin de l'expérimentation, que le comportement des plantes de pois chiche était différent en fonction de la présence ou l'absence du bio-engrais dans le sol (Fig. 47). Il est clair que les plantes de pois chiche poussant dans un sol stérilisé non fertilisé (témoin) avaient un développement et une croissance réduits par rapport aux plantes poussant dans les sols stérilisé et fertilisé par un bio-engrais.

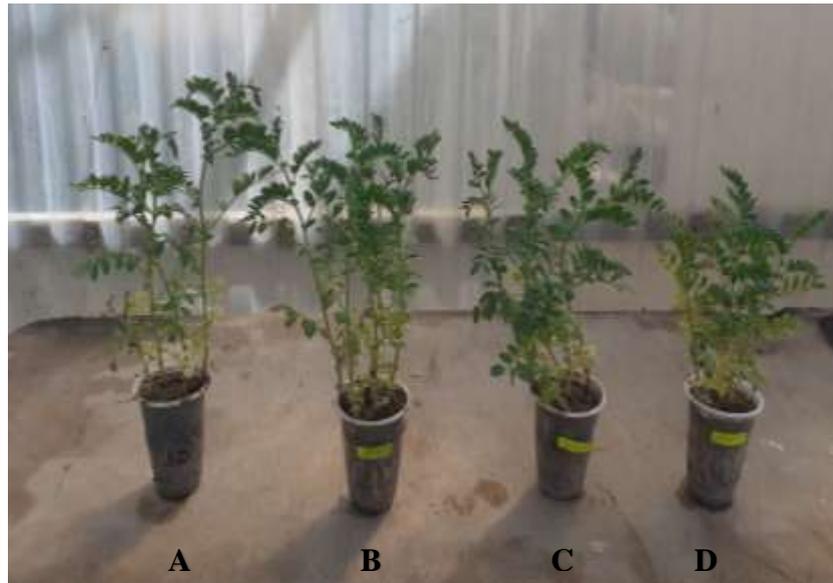


Figure 47 : Variation de la croissance des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'une fertilisation du sol par un des bio-engrais produits. (A) bio-engrais des racines du sol de Ksar Chellala, (B) bio-engrais des racines du sol de Gartoufa, (C) bio-engrais des racines du sol d'Ain Dehab (D) Témoin (Sol stérilisé non fertilisé).

1.3.1. Nombre de plantes levées

Les résultats d'analyse des variances, illustré dans le tableau ci-dessous, révèlent des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre les bio-engrais. Cela signifie que le nombre de plantes levées était significativement affecté par la présence ou l'absence du bio-engrais dans le substrat de culture.

Tableau 17 : Analyse des variances du nombre de plantes levées.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	6,8	3	2,267	4,533	0,018 *
Résiduelle	8	16	0,5		
Total	14,8	19			

Les histogrammes de la figure 48 présentent la variation du nombre de plantes de pois chiche levées en fonction de la présence ou l'absence du bio-engrais dans le substrat de culture, où l'on voit que le nombre le plus élevé de plantes de pois chiche levées a été enregistré chez les plantes inoculées par les CMA des trois régions. Cela signifie que la bio-engrais contribue significativement à la germination des graines et la levée des plantes du fait que la supériorité du nombre de plantes levées était de 41,176% (Gartoufa et Ksar Chellala) et 35,294% (Ain Dehab) par rapport aux plantes témoins poussant sur un sol dépourvu de bio-engrais.

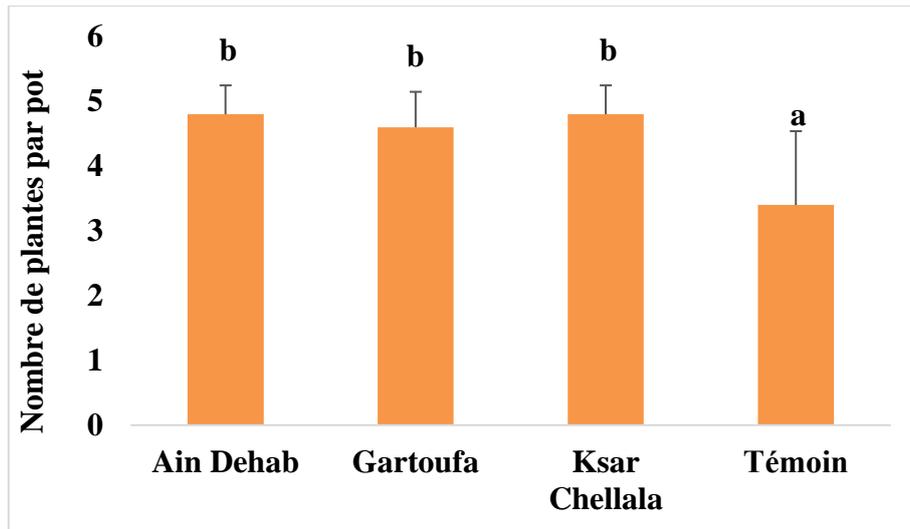


Figure 48 : Variation du nombre de plantes de pois chiche levées en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.2. Hauteur de la tige

Le tableau 18 représente les résultats d'analyse des variances de la hauteur des tiges. Il existe des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les bio-engrais. Cela signifie que la hauteur des tiges était significativement affectée par le traitement ou non du substrat de culture par les bio-engrais.

Tableau 18 : Analyse des variances de la hauteur de la tige.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	286,826	3	95,609	31,417	0 ***
Résiduelle	48,692	16	3,043		
Total	335,518	19			

Les variations de la hauteur des tiges des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence de bio-engrais au niveau des sols sont illustrées dans la figure 49.

Les plantes de pois chiche poussant sur le sol stérilisé (témoins) avaient les tiges les plus courtes avec une moyenne de 13,4(a) cm. Les plantules de pois chiche inoculées par le bio-engrais de d'Ain Dehab, Gartoufa et de Ksar Chellala avaient les tiges les plus hautes avec des moyennes de $22,7 \pm 1,35$ (b), $22,5 \pm 1,22$ (b), $20,64 \pm 1,24$ (b) cm respectivement. La présence de microorganisme dans le sol rhizosphérique des trois régions à stimuler la croissance des tiges à 69,403%, 67,910% et 54,030% respectivement par rapport aux plantes témoins.

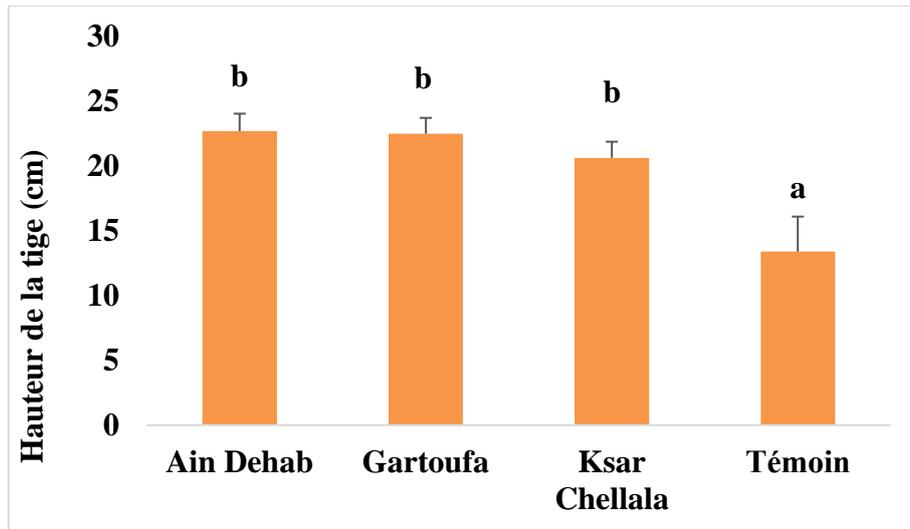


Figure 49 : Variation de la hauteur des tiges du pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.3. Nombre de nœuds

Le tableau 19 représente les résultats d'analyse des variances de nombre des nœuds. Il existe des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les bio-engrais. Cela signifie que le nombre des nœuds est significativement affecté par la présence ou l'absence de bio-engrais dans le substrat de culture.

Tableau 19 : Analyse des variances du nombre de nœuds par plante.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	37,35	3	12,45	16,065	0***
Résiduelle	12,4	16	0,775		
Total	49,75	19			

La figure 50 représente les variations de nombre des nœuds par tige de plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'inoculum mycorhizien dans le substrat de culture.

Les plantes poussent sur le sol stérilisé (témoin) avaient le nombre de nœuds le plus faible avec une moyenne de $7,4 \pm 1,4$ (a). Les plantules de pois chiche inoculées par les bio-engrais des trois régions prospectées ont été classées, selon le test de comparaison des moyennes de *Tukey*, dans le même groupe homogène (b) du fait qu'elles avaient des moyennes de nombre de nœuds très proches et qui étaient de l'ordre de $10,4 \pm 0,89$ pour les plantules inoculées par les CMA de Ksar Chellala et de Gartoufa et $10,8 \pm 0,84$. Cela conduit à conclure que les bio-engrais avaient un effet positif sur la croissance des plantules de pois chiche. Cette supériorité des

plantes de pois chiche inoculées par rapport aux plantes témoin était estimée à 40,541% pour les bio-engrais de Ksar Chellala et Gartoufa et 45,946% pour le bio-engrais d’Ain Dehab.

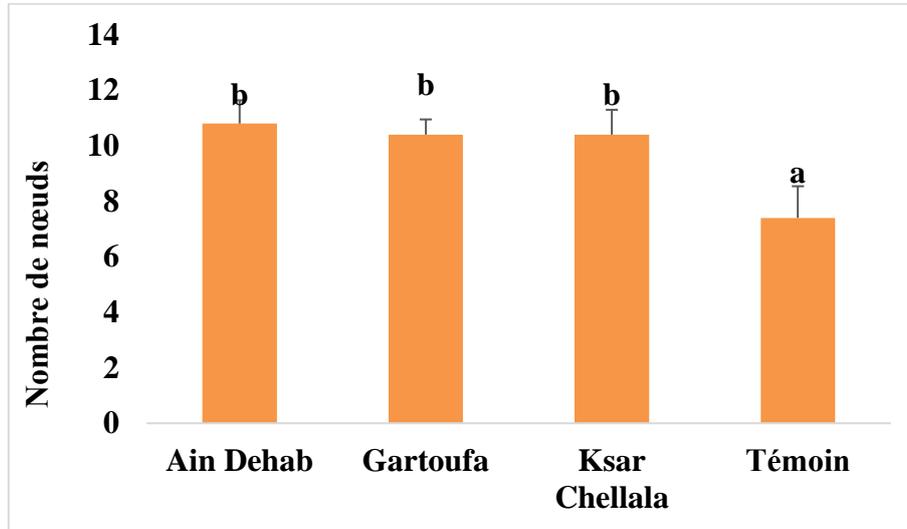


Figure 50 : Variation du nombre de nœuds par plante de pois chiche en fonction de la présence ou l’absence d’un bio-engrais.

1.3.4. Nombre de feuilles par plante

Des effets hautement significatifs ($P \leq 0,01$) ont été enregistrés entre les différents bio-engrais étudiés expliquant ainsi que la présence ou l’absence des CMA dans le sol ont une influence sur le nombre de feuille par plante (tableau 20).

Tableau 20 : Analyse des variances du nombre de feuilles par plante.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	62,95	3	20,983	5,415	0,009**
Résiduelle	62	16	3,875		
Total	124,95	19			

Le graphique de la figure 51 illustre la variation du nombre de feuilles par plante de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'une inoculation mycorhizienne.

Les plantes de pois chiche inoculées par les bio-engrais des régions de Gartoufa et Ain Dehab avaient les nombres de feuilles par plante les plus importants avec des moyennes respectives de $13,6 \pm 1,95$ b et $13 \pm 2,35$ b feuilles par plante et des pourcentages de supériorité respectives de l’ordre de 51,111% et 44,444% par rapport aux plantes témoin qui avaient un nombre moyen de feuilles par plante le plus faible 9 ± 2 (a) feuilles. Cette diminution est expliquée par l’absence de bio-engrais au niveau du sol.

Les plantes inoculées par le bio-engrais de Ksar Chellala avaient un nombre de feuilles intermédiaire entre ceux cité précédemment ($12,2 \pm 1,48$ feuilles par plante) et sont classées, selon le test de comparaison des moyennes de *Tukey*, dans le groupe intermédiaire (ab).

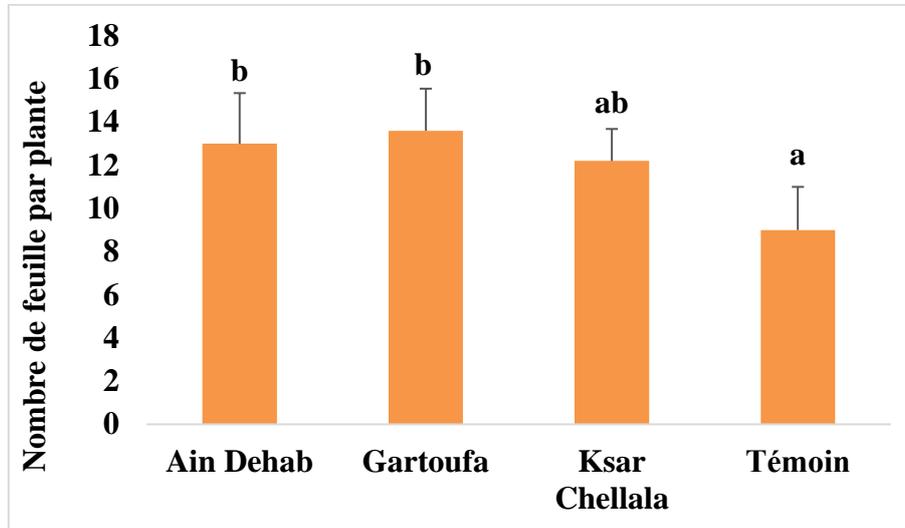


Figure 51 : Variation du nombre de feuilles par plante pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.5. Nombre de folioles par feuilles

Le tableau 21 représente les résultats d'analyse des variances de nombre de folioles par feuille des plantes de pois chiche. Il n'y a pas une signification ($P > 0,05$) les bio-engrais. Cela indique que le caractère nombre de folioles par feuilles est indépendant de la présence ou l'absence de l'inoculum mycorhizien de le substrat de culture.

Tableau 21 : Analyse des variances du nombre de folioles par feuille.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	4,2	3	1,4	0,538	0,663 ns
Résiduelle	41,6	16	2,6		
Total	45,8	19			

Les histogrammes de la figure 52 présente la variation du nombre de folioles par feuille de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence de bio-engrais, où l'on voit que le nombre de folioles par feuilles est sensiblement le même pour l'ensemble des traitements.

Cela signifie qu'il n'est y pas une relation entre la présence des bio-engrais et le développement de nombre des folioles par feuille du fait que la moyenne la plus élevée était enregistrée chez les plantes témoins qui ont présenté une supériorité de nombre de feuilles par

rapport aux plantes inoculées par les CMA de Gartoufa (11,321%), d'Ain Dehab (9,434%) et de Ksar Chellala (5,660%).

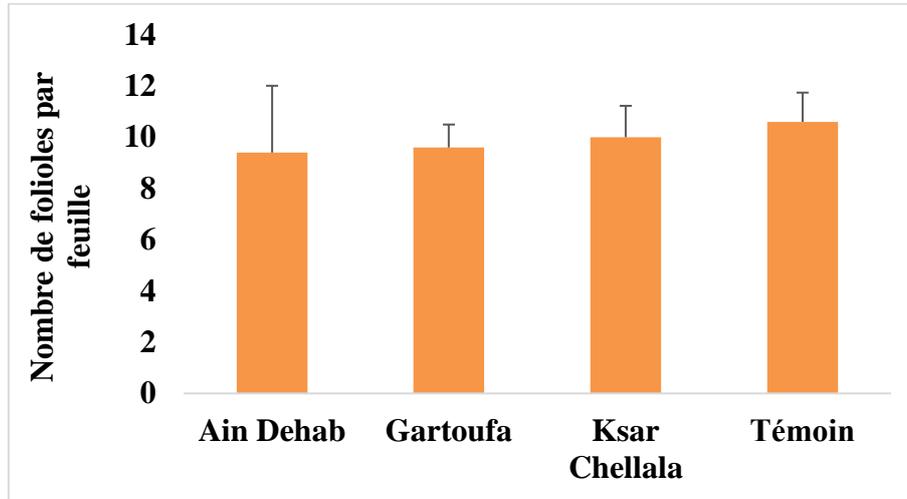


Figure 52 : Variation du nombre de folioles par feuille de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.6. Surface foliaire

D'après le tableau des analyses des variances de la surface foliaire (tableau 22), il existe des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les bio-engrais. Cela signifie que la surface foliaire était affectée par la présence ou l'absence de bio-engrais dans le substrat de culture sur lequel les plantes se développent.

Tableau 22 : Analyse des variances de la surface foliaire.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	97,114	3	32,371	15,985	0***
Résiduelle	32,402	16	2,025		
Total	129,516	19			

Les variations de la surface foliaire des plantes de pois chiche poussant en présence ou en absence d'inoculation mycorhizienne sont illustrées dans la figure 53.

Les valeurs les plus élevées de la surface foliaire ont été enregistrées chez les plantes de pois chiche inoculées par les CMA des bio-engrais des trois régions prospectées avec des moyennes de $8,597 \pm 1,168$ (b) cm^2 (Ain Dehab), $9,1054 \pm 1,959$ (b) cm^2 (Gartoufa) et $9,434 \pm 1,213$ (b) cm^2 (Ksar Chellala). La fertilisation du sol par ces bio-engrais a amélioré le développement des surfaces foliaires à 114,737% (Ain Dehab), 127,442 % (Gartoufa) et 135,655% (Ksar Chellala) par rapport aux plantes considérées comme témoin qui avaient une moyenne de surface foliaire de $4,003 \pm 1,2$ cm^2 .

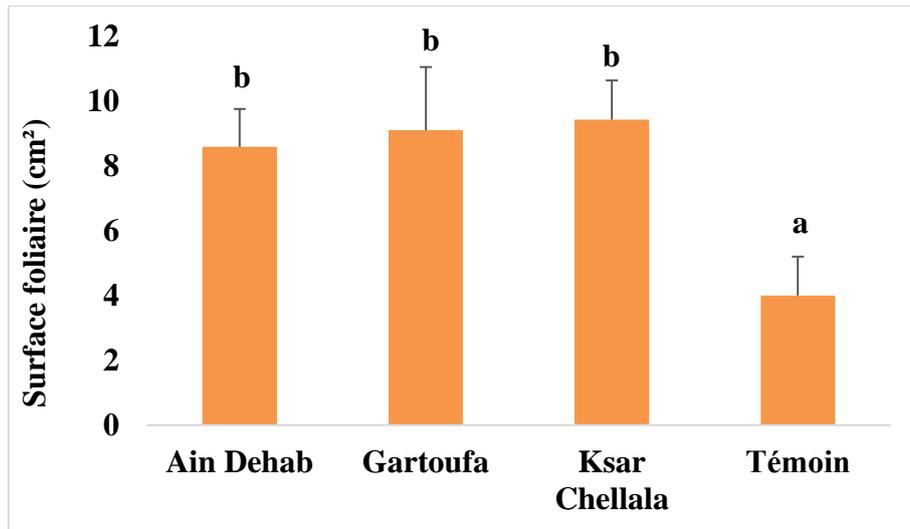


Figure 53 : Variation de la surface des feuilles de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.7. Poids de la biomasse aérienne fraîche

Le tableau 23 représente les résultats d'analyse des variances du poids frais de la biomasse aérienne fraîche. Il existe des différences hautement significatives ($P \leq 0,01$) entre les bio-engrais. Cela signifie que les poids frais de la biomasse aérienne fraîche était affecté par la présence ou l'absence de l'inoculum mycorhizien au voisinage des plantes de pois chiche.

Tableau 23 : Analyse des variances du poids frais de la biomasse aérienne.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	6,244	3	2,081	7,737	0,002**
Résiduelle	4,304	16	0,269		
Total	10,548	19			

Les plantules de pois chiche considérées comme témoin avaient le poids le plus faible de biomasse aérienne fraîche avec une moyenne de $1,662 \pm 0,864$ (a) g par plante (Fig.54). Les plantules de pois chiche inoculées par les bio-engrais mycorhiziens avaient des poids frais de biomasses aériennes plus importants avec des moyennes de 3,004 (b) g par plante pour l'inoculation par les CMA d'Ain Dehab, 2,932 (b) g par plante pour l'inoculation par les CMA de Ksar Chellala, et 2,914 (b) g par plante pour l'inoculation par les CMA de Gartoufa.

La présence de bio-engrais à base de mycorhizes dans la rhizosphère du pois chiche a stimulé la croissance de poids frais de la partie aérienne par 80,746% (CMA d'Ain Dehab), 76,414 % (CMA de Ksar Chellala) et 75,331 % (CMA de Gartoufa) par rapport aux plantes témoins.

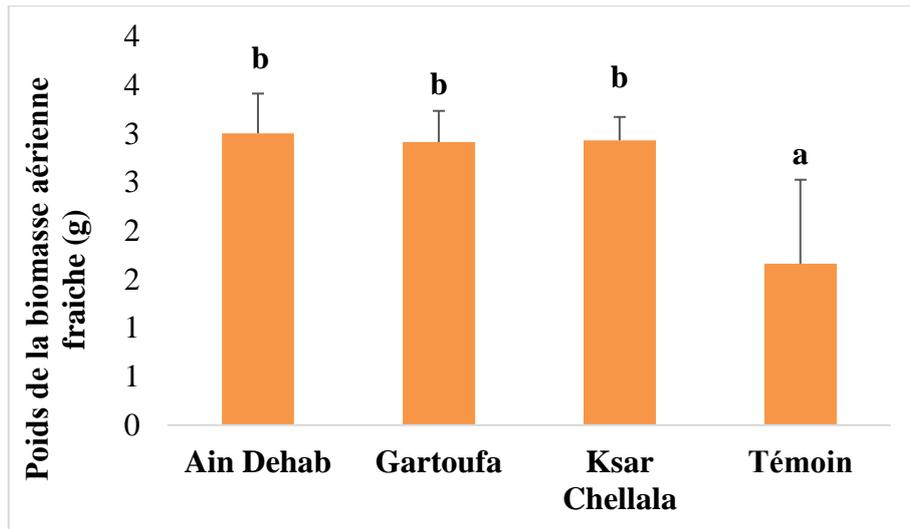


Figure 54 : Variation du poids frais de la biomasse aérienne des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l’absence d’un bio-engrais.

1.3.8. Poids de la biomasse racinaire fraîche

Le tableau 24 représente les résultats d’analyse des variances du poids frais de la biomasse racinaire. Il existe des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre les bio-engrais. Cela signifie que les poids des biomasses racinaires fraîches était affecté par la présence et l’absence des CMA au niveau du sol.

Tableau 24 : Analyse des variances du poids frais de la biomasse racinaire.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	2,072	3	0,691	3,554	0,038*
Résiduelle	3,109	16	0,194		
Total	5,181	19			

Les plantules de pois chiche inoculées par les CMA du bio-engrais de la région de Gartoufa avaient le poids le plus faible de la biomasse racinaire fraîche avec une moyenne de $0,576 \pm 0,14$ (a) g. suivies par les plantes témoins avec $0,608 \pm 0,202$ (a) g (Fig. 55).

Les plantules de pois chiche inoculées par les CMA du bio-engrais de la région d’Ain Dehab avaient le poids frais le plus important de biomasse racinaire avec une moyenne de $1,360 \pm 0,623$ (b) g. Ce bio-engrais a augmenté la croissance des racines par 123,684% par rapport aux racines des plantes témoins.

Les plantules de pois chiche inoculées par les CMA du bio-engrais de la région de Ksar Chellala avaient des moyennes de poids de biomasse racinaire de 1,014 (ab) g. Les

microorganismes présents dans ce bio-engrais ont amélioré la croissance des racines par 66,776 % par rapport aux racines des plantes témoins.

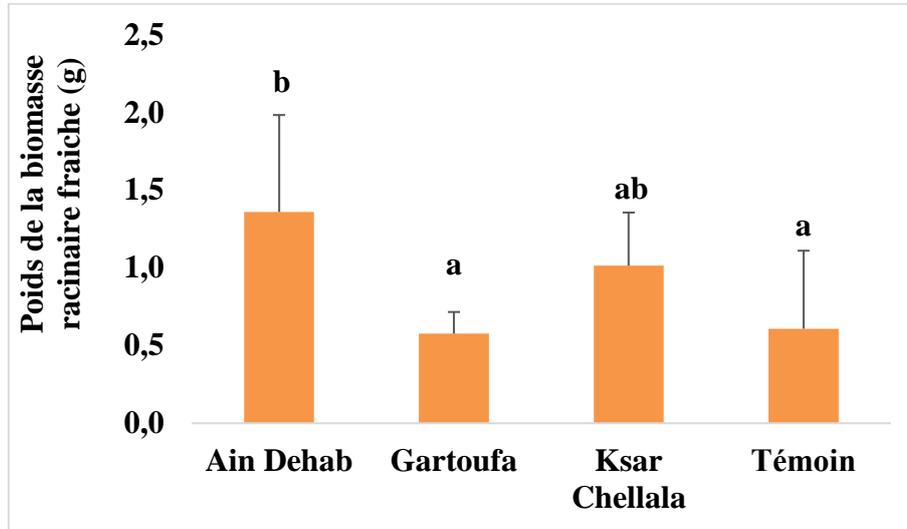


Figure 55 : Variation du poids frais de la biomasse racinaire des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.9. Longueur des racines

Le tableau 25 représente les résultats d'analyse des variances de la longueur des racines. Il existe des différences hautement significatives ($P \leq 0,01$) entre les bio-engrais. Cela signifie que la longueur des racines était significativement affectée par la présence ou l'absence des CMA au niveau du sol.

Tableau 25 : Analyse des variances de la longueur des racines.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	59,838	3	19,946	5,761	0,007**
Résiduelle	55,4	16	3,463		
Total	115,238	19			

Les variations de la longueur des racines des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence de bio-engrais au niveau des sols sont illustrées dans la figure 56.

Les plantules de pois chiche poussant sur le sol stérilisé (témoins) avaient les racines les plus court avec une moyenne de $7,8 \pm 2,049$ (a) cm. Les plantules de pois chiche poussant sur un sol fertilisé par les bio-engrais des CMA des régions de Gartoufa et d'Ain Dehab avaient des moyennes de longueurs des racines plus importants avec des moyennes respectives de $12 \pm 2,55$ (b) et $11,3 \pm 1,204$ (b) cm. Les CMA de ces deux régions ont amélioré la croissance des

racines en longueur par des pourcentages respectives de 53,846 % et 44,872 par rapport aux racines des plantes témoins.

Les plantules de pois chiche poussant sur un sol fertilisé par les bio-engrais des CMA de la région de Ksar Chellala avaient des moyennes de longueur des racines de $8,8 \pm 1,304$ (ab) cm. La présence de ce bio-engrais dans le sol a amélioré la croissance des racines en longueur par de 12,821% par rapport aux racines des plantes témoins.

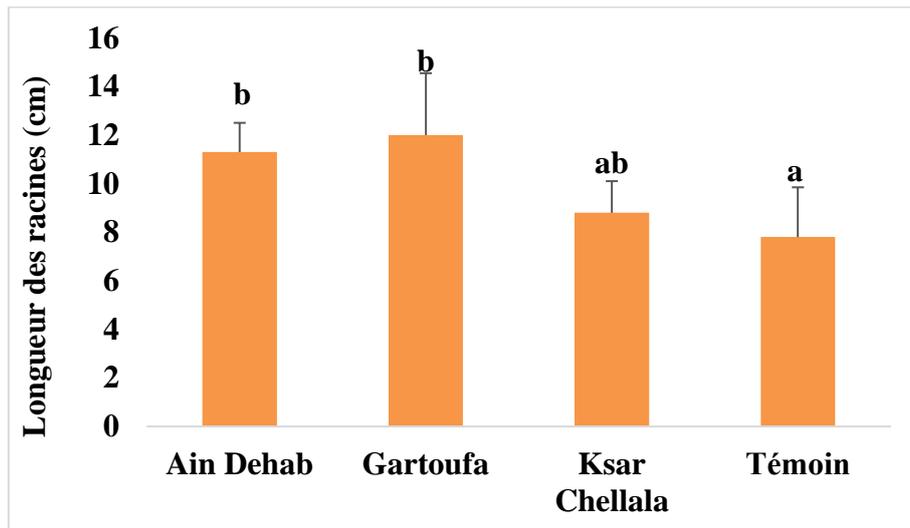


Figure 56 : Variation de la longueur des racines des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.10. Volume des racines

D'après le tableau des analyses des variances du volume des racines (tableau 26), il existe des différences hautement significatives ($P \leq 0,01$) entre les sols. Cela signifie que le volume des racines était significativement affecté par la présence ou l'absence du bio-engrais au voisinage des racines.

Tableau 26 : Analyse des variances du volume des racines.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bio-engrais	17,3	3	5,767	7,265	0,003**
Résiduelle	12,7	16	0,794		
Total	30	19			

Les plantes de pois chiche poussant sur un sol contenant le bio-engrais de la région d'Ain Dehab avaient le volume des racines le plus important ($3,8 \pm 0,837$ (b) ml) et celles poussant sur un sol contenant le bio-engrais de la région de Gartoufa avaient le volume des racines le plus faible ($1,2$ (a) ml) (Fig. 57). Cela signifie qu'il n'y a pas une relation entre la

présence de bio-engrais au niveau du sol et le volume des racines du fait que les plantes témoins avaient présenté une supériorité de 65,217% par rapport aux plantes poussant sur le bio-engrais de la région Gartoufa. Mais ce caractère reste à vérifier du fait que les plantules se sont développées dans un milieu limité en espace (Gobelets).

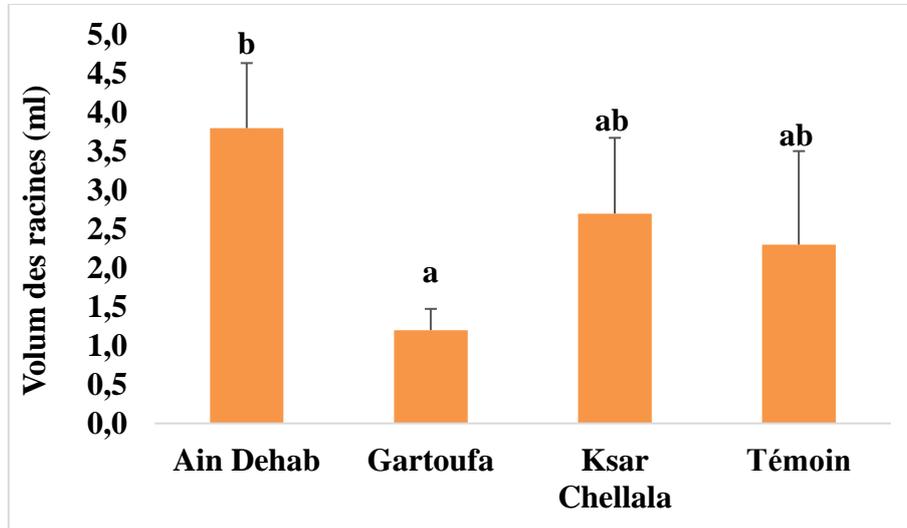


Figure 57 : Variation du volume des racines des plantes de pois chiche en fonction de la présence ou l'absence d'un bio-engrais.

1.3.11. Analyse des corrélations

L'analyse des corrélations a été effectuée entre les différents paramètres de croissance de pois chiche pour déceler les relations qui existent entre les caractères pris deux à deux (tableau 2, annexe 2).

Plusieurs corrélations positives et significatives ont été enregistrées entre les paramètres de croissance des plantes de pois chiche. On ne va présenter seulement les corrélations avec les poids des biomasses aériennes et racinaires.

Le poids de la biomasse racinaire est corrélé positivement avec le nombre de nœuds par plante ($r=0,494^*$), le nombre de feuilles ($r=0,458^*$), et la biomasse aérienne fraîche ($r=0,573^{**}$).

Le poids de la biomasse aérienne est corrélé positivement avec le nombre de plantes levées ($r=0,554^*$), la hauteur de la tige ($r=0,852^{***}$), le nombre de nœuds par plante ($r=0,854^{***}$), le nombre de feuilles ($r=0,782^{***}$), la surface foliaire ($r=0,723^{***}$), la longueur des racines ($r=0,653^{**}$) et le volume des racines ($r=0,829^{***}$).

1.3.12. Classification hiérarchique

La méthode de Ward a permis de classer les bio-engrais des fragments racinaires inoculés par les CMA des trois régions (Gartoufa, Ain Dehab et Ksar Chellala) et l'absence d'inoculation (témoin), en mesurant la distance entre les paramètres de croissance des plantules de pois chiche, en deux groupes (Fig. 58). Le premier groupe est représenté par les témoins et le second groupe regroupe les trois bio-engrais. Ce dernier groupe est subdivisé en deux sous-groupes. On trouve classés ensemble les bio-engrais d'Ain Dehab et Gartoufa auxquels s'ajoutent le bio-engrais de Ksar Chellala en deuxième niveau.

Cette classification se justifie par le fait que les paramètres de croissances les plus faibles ont été enregistrés chez les plantes témoins et les plus élevés ont été enregistrés chez les plantes de pois chiche inoculées par les bio-engrais. Ces plantes avaient des valeurs proches pour la hauteur de la tige, le nombre de feuilles par plante, le nombre de folioles par feuille et la longueur des racines.

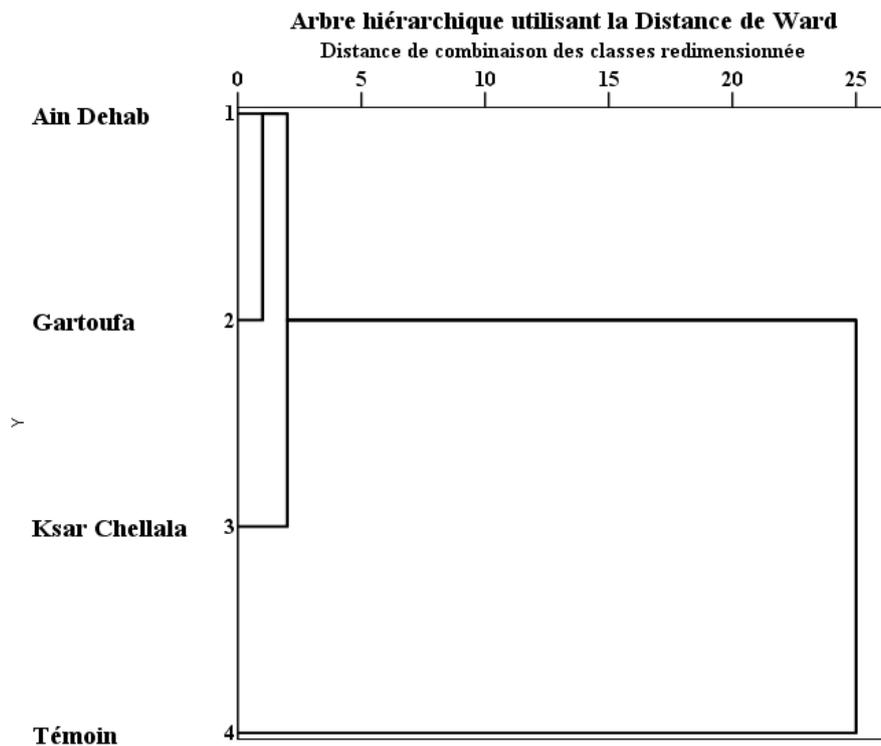


Figure 58 : Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des paramètres de croissances des plantules de pois chiche, basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward.

2. Discussions

L'interaction plante-microorganisme est à la base de la croissance des plantes et contribue à l'amélioration de la résistance et la productivité des plantes (Naik *et al.*, 2019).

A travers notre étude, les plantes de maïs ont été cultivées sur des sols rhizosphériques du jujubier sauvage, collectés à partir de trois régions différentes, pourvu de microflore indigène et un sol stérilisé dépourvu de microorganismes.

Les résultats obtenus ont montré une différence dans la cinétique de croissance du maïs. En présence de microorganismes dans le sol rhizosphérique, le taux de la levée des plantes était meilleur, les plantes avaient un bon développement, les tiges étaient plus hautes avec plus d'étages de nœuds, le nombre de feuilles par plante était plus élevé, les feuilles étaient plus longues avec des surfaces plus importantes et les biomasses aériennes et racinaires étaient plus importantes que celles des plantes témoins poussant sur un sol dépourvu de microorganismes. Ces résultats sont soutenus par plusieurs travaux tels que celles de **Rovira *et al.* (1983)**, **Requena *et al.* (1997)**, **Marulanda *et al.* (2009)**, **Nihorimbere *et al.* (2011)**, **Naik *et al.* (2019)**.

Les interactions plantes-microbes peuvent donc être considérées comme bénéfiques, neutres ou néfastes pour la plante, en fonction des microorganismes et plantes spécifiques impliqués et de la nature de l'interaction (**Bais *et al.*, 2006**).

Les interactions microbiennes bénéfiques pour les plantes peuvent être divisées en trois catégories : (i) des microorganismes, en association avec les plantes, responsables de leur nutrition en augmentant l'apport de nutriments minéraux à la plante, (ii) des micro-organismes qui stimulent indirectement la croissance des plantes en empêchant la croissance ou l'activité des agents pathogènes et (iii) des microorganismes responsables de la promotion directe de la croissance, par exemple par la production de phytohormones (**Welbaum *et al.*, 2004**).

D'après nos résultats le nombre de plantes levées par pot ainsi que le développement des plantes était meilleur chez les plantes poussant sur un sol contenant les microorganismes. Cela est probablement attribué au phénomène est connu sous le nom « d'effet rhizosphérique ». Ce phénomène commence pendant la germination des graines et la croissance des plantules où la plante en développement interagit avec une série de microorganismes présents dans le sol environnant. Lorsque les graines germent et que les racines poussent dans le sol, la libération de matière organique constitue la force motrice du développement de populations microbiennes actives dans une zone qui comprend les racines de la plante et le sol environnant (**Morgan et Whipps, 2001**).

Le fonctionnement de l'écosystème est largement régi par l'activité microbienne du sol car les cycles biochimiques des principaux éléments nutritifs des plantes sont assurés par des micro-organismes (**Barea et al., 2002**). Diverses communautés microbiennes, à savoir, les champignons, les bactéries, les actinomycètes et les levures se trouvent dans la rhizosphère et favorisent principalement la croissance des plantes (**Naik et al., 2019**). Ces microorganismes de la rhizosphère peuvent affecter la nutrition des plantes par leur influence sur (i) la disponibilité des nutriments, (ii) l'accroissement des racines, (iii) la mobilisation des nutriments et (iv) la modification de la physiologie et le développement des plantes (**Nihorimbere et al., 2011**).

Parmi ces groupes microbiens, les bactéries promotrices de la croissance des plantes (PGPR) et les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) sont omniprésents dans le sol interagissent de manière assez spécifique pour influencer leur relation et leur effet sur la croissance des plantes (**Galleguillos et al., 2000 ; Marulanda et al., 2006**).

L'effet de croissance des PGPR peut être médié par les voies de signalisation de l'IAA, de l'acide salicylique et de la gibbérelline (**Requena et al., 1997 ; Bent et al., 2001 ; James et al., 2002**). On sait également que l'augmentation de la croissance des plantes provoquée par les champignons MA est en partie due à une modification des niveaux d'hormones végétales.

Ces microbes efficaces fixent l'azote atmosphérique, apportent aux plantes du phosphore, du potassium et d'autres éléments nutritifs du sol, améliorant ainsi la croissance et le rendement des plantes. Outre la solubilisation du phosphore et du potassium, la libération d'oligo-éléments, la sécrétion d'antioxydants, d'exo-polysaccharides et de composés bioactifs (vitamines, hormones et enzymes) stimulent la croissance et la productivité des cultures. Les métabolites de biocontrôle de certaines d'entre elles protègent les cultures contre les microbes nuisibles ainsi que contre divers stress abiotiques tels que la salinité et la sécheresse (**Naik et al., 2019**).

La capacité des bactéries de la rhizosphère à dissoudre les formes de phosphate insolubles a été mise en évidence, mais il est peu probable que ce mécanisme (qui dépend de la production d'acide) fonctionne dans une large mesure dans la rhizosphère. Les mycorhizes en particulier, la capacité de solubiliser et mobiliser le phosphore en réduisant le pH rhizosphérique et créer un milieu acide. Pour cela, les plantes préfèrent la symbiose mycorhizienne en cas de déficience en phosphore (**Nihorimbere et al., 2011**).

La coloration des fragments racinaires des plantes de maïs poussant sur les sols la rhizosphère du jujubier sauvage collectées d'Ain Dehab, Gartoufa et Ksar Chellala a permis l'observation des formes spéciales (hyphes, arbuscules et vésicules) des CMA ainsi des spores de ces derniers ont pu être extraits des sols portant le maïs. Cela conduit à conclure de nos plantes de maïs ont favorisé une symbiose mycorhizienne du simple fait que le maïs est une plante hôte pour les CMA.

L'estimation des paramètres d'inoculation a montré que nos racines avaient des fortes valeurs pour les fréquences des mycorhizes, des intensités de colonisation développée dans le système racinaire entier, des teneurs arbusculaires de la colonisation dans la partie endo-mycorhizée du système racinaire et des teneurs arbusculaires de la colonisation ramenée au système racinaire entier. Ces résultats ont indiqué que les racines de maïs, déjà inoculées, peuvent être utiliser pour produire les bio-engrais.

Trois bio-engrais ont été produits à l'issu de notre expérimentation. Les trois bio-engrais ont été formulés en mélangeant les fragments des racines mycorhizées et le terreau stérilisé à raison d'une ration de 1/10 (v : v Racines : Terreau). Le premier Bio-engrais est composé des fragments racinaires portant les CMA de la rhizosphère du jujubier de la région d'Ain Dehab. Pour le second, est composé des fragments racinaires portant les CMA de la rhizosphère du jujubier de la région de Gartoufa et le dernier est composé des fragments racinaires portant les CMA de la rhizosphère du jujubier de la région de Ksar Chellala.

Dans la présente étude, les CMA ont été piégés à partir de la rhizosphère des populations naturelles de jujubier spontané (*Ziziphus lotus*) afin de valoriser notre patrimoine génétique et utiliser des souches mycorhiziennes adaptés à nos conditions pédoclimatiques.

L'efficacité de ces bio-engrais a été testé en fertilisant une culture de pois chiche face à une culture témoin non fertilisée, où les résultats ont permet de déceler une nette supériorité de croissance des plantes inoculées par rapport à celle non inoculée.

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (Glomeromycota) sont des biotrophes obligatoires. Ces champignons sont une composante biologique clé pour la conservation de la fertilité des sols et la productivité des écosystèmes (**Jiménez-Leyva et al., 2017**). Dans cette symbiose, le champignon obtient des glucides et d'autres facteurs essentiels à son développement et à sa sporulation, et la plante hôte reçoit de l'eau de retour et des nutriments inorganiques absorbés par le sol, ainsi que des avantages tels que l'augmentation du volume racinaire et la longévité et la résistance aux agents pathogènes (**Merlin et al., 2020**).

Dans des conditions naturelles environnementales ou de terrain, les cultures sont soumises à de multiples contraintes ; par conséquent, les communautés de champignons mycorhiziens à arbuscules natives qui sont très diversifiées sont nécessaires pour la stimulation de la croissance et des performances accrues. Ces avantages peuvent être trouvés lorsque les champignons mycorhiziens à arbuscules sont obtenues à partir de plantes indigènes (**Jiménez-Leyva et al., 2017**). Plus la diversité des champignons mycorhiziens à arbuscules est élevée, plus ils sont importants pour accroître la production végétale, les nutriments, la biodiversité et la stabilité de l'écosystème. Les preuves disponibles indiquent également qu'une augmentation de la diversité phylogénétique des champignons mycorhiziens à arbuscules dans les racines des plantes stimule la productivité des plantes (**Qin et al., 2020**).

Dans cette étude, on a visé la production de bio-engrais à base de mycorhizes parce qu'ils peuvent fournir une bonne alternative des engrais chimiques. L'utilisation excessive d'engrais conduit à des excédents de nutriments et à l'eutrophisation, en particulier de l'azote (N) et du phosphore (P), dans les sols agricoles dans de nombreuses régions du monde, et peut éventuellement conduire à l'épuisement de ressources limitées comme le phosphate naturel. Alors que les microorganismes du sol, et plus particulièrement, les champignons mycorhiziens à arbuscules, ont des rôles indispensables dans le cycle des nutriments, le maintien de la fertilité du sol, la séquestration du carbone du sol et la dynamique de la végétation (**Qin et al., 2020**). L'utilisation d'inoculants microbiens (biofertilisants) est considérée comme une alternative écologique à d'autres applications d'engrais minéraux, ce qui suggère une perspective bénéfique pour ces micro-organismes (**Arrieta et al., 2015**). De nombreux résultats de chercheurs confirment que les biofertilisants peuvent augmenter l'accès des plantes aux nutriments et qu'ils développent la croissance des plantes par l'absorption de nutriments et l'augmentation des productions de photosynthèse. En outre, il a également été signalé que les biofertilisants peuvent affecter la croissance et le développement des plantes grâce à la production d'hormones stimulantes à base de plantes telles que l'auxine, la cytokinine et la gibbérelline (**Attarzadeh et al., 2019**). En raison de leur effet positif sur la croissance des cultures, les champignons mycorhiziens à arbuscules doivent être pris en compte dans la gestion des sols agricoles (**Hamel et al., 1994**). Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont considérés comme des éléments clés essentiels des systèmes sol-plante durables, en particulier dans les écosystèmes semi-arides et arides. Ce processus symbiotique mobilise et transporte les nutriments jusqu'aux racines, améliore l'agrégation du sol dans les sols érodés et réduit le stress hydrique (**Benkhroua et al., 2017**). Ces avantages rendent l'utilisation accrue de la symbiose mycorhiziens

arbusculaires particulièrement attrayante pour les agriculteurs biologiques, et le rôle des champignons mycorhiziens arbusculaires dans la durabilité générale de l'agriculture est largement promu (**Douds et al., 2017**).

On a observé, dans cette étude, que la croissance et le développement des plantules de pois chiche ont été significativement affectées par la présence ou l'absence des bio-engrais mycorhiziens. La symbiose mycorhizienne a amélioré les traits morphologiques des plantules de pois chiche. En présence du bio-engrais mycorhizien, les racines étaient plus longues et la biomasse fraîche était plus grande par rapport à celles des témoins. Cette élongation de la racine conduit à une meilleure exploration des horizons profonds et par conséquent à une meilleure absorption de l'eau lorsque sa présence est limitée dans les couches superficielles du sol (**Sánchez-Blanco et al., 2014**), ce qui explique que les racines des plantes traitées par les bio-engrais à base de mycorhizes étaient plus longues que celles des plantes témoins. D'après **Chen et al. (2017)**, les champignons mycorhiziens arbusculaires ont un impact multidimensionnel y compris la biomasse racinaire, la longueur des racines, le diamètre des racines, la surface des racines, le volume des racines, la branche racinaire et l'angle de croissance des racines.

L'inoculation mycorhizienne a également favorisé le développement des parties aériennes, ce qui s'est traduit par une augmentation de la hauteur des plantes. Ses résultats sont similaires aux résultats de l'inoculation d'*Acacia seyal* par *Glomus aggregatum* qui a stimulé le développement de la biomasse fraîche des parties aériennes et racinaires (**Manga et al., 2018**). Les champignons mycorhiziens à arbuscules présents dans la rhizosphère jouent un rôle important dans la croissance et la forme écologique de leurs plantes hôtes (**Arrieta et al., 2015**). Des études en serre et sur le terrain ont montré une croissance accrue des plantes de tomate en raison de l'inoculation de champignons mycorhiziens arbusculaires (**Douds et al., 2017**). D'après **Essahibi et al. (2019)**, la symbiose mycorhizienne a considérablement amélioré la croissance (hauteur des pousses, nombre de feuilles et surface foliaire) et la production de biomasse (pousses et poids sec des racines) des caroubiers. La croissance des plantes et la production de biomasse étaient plus élevées dans les plantes mycorhizées que dans les plantes non inoculées.

Dans cette étude, on a également observé que certains Bio-engrais mycorhiziens sont plus efficaces que d'autres. A titre d'exemple bio-engrais de Ain Dehab était plus efficace pour le développement des racines et des tiges et des biomasses. Le bio-engrais de Gartoufa a permis une bonne croissance des racines en longueur et a augmenté le nombre de feuilles produites par

plante. Selon **Frewa (2019)**, la capacité des champignons mycorhiziens arbusculaires à fournir un avantage de croissance, de nutriments ou de défense à leur hôte peut également varier entre les taxons fongiques. Par exemple, certains taxons peuvent être davantage associés à une croissance accrue des plantes et à une absorption des nutriments, tandis que d'autres sont davantage associés à une meilleure défense des plantes contre les herbivores. Il existe depuis longtemps un intérêt à utiliser la symbiose mycorhizienne dans la production végétale durable, mais l'efficacité et la variabilité des réponses restent un défi important. Aussi, l'intensité d'utilisation des terres et le type de sol affectent fortement la composition des communautés des champignons mycorhiziens arbusculaires et par conséquent, leurs efficacités (**Guo et al., 2016**). Les pratiques agricoles peuvent nuire à la formation de mycorhizes. Par exemple, les champignons mycorhiziens arbusculaires peuvent être affectés par la perturbation du sol, par l'application de pesticides, par des rotations impliquant des espèces de cultures non hôtes ou des périodes de jachère, et par des niveaux élevés de phosphore dans le sol. La symbiose est également sensible aux niveaux de pH du sol (**Hamel et al., 1994**).

Conclusion

Conclusion

Les microorganismes du sol ont des rôles indispensables dans le cycle des nutriments, le maintien de la fertilité du sol, la séquestration du carbone du sol et la dynamique de la végétation.

Les champignons mycorhiziens à arbuscules peuvent former des associations mutualistes avec environ 80% des plantes vasculaires dans un large éventail d'écosystèmes et sont l'un des groupes microbiens les plus importants impliqués dans le développement durable de l'agriculture.

Dans cette symbiose, le champignon obtient des glucides et d'autres facteurs essentiels à son développement et à sa sporulation, et la plante hôte reçoit de l'eau de retour et des nutriments inorganiques absorbés par le sol, ainsi que des avantages tels que l'augmentation du volume racinaire et la longévité et la résistance aux agents pathogènes. Les champignons mycorhiziens à arbuscules sont essentiels pour la communauté végétale car ils sont liés à la nutrition minérale végétale, en particulier les nutriments à faible mobilité du sol et qui sont nécessaires en grande quantité.

La présente étude a été consacrée au piégeage et utilisation des champignons mycorhiziennes arbusculaire indigènes, à partir de la rhizosphère du jujubier sauvage (*Ziziphus lotus*), poussant dans trois régions différentes de la wilaya de Tiaret. Des bio-engrais ont été, par la suite, formulés et testé sur une culture jeune de pois chiche.

Les sols de la rhizosphère du jujubier sauvage contenant divers microorganismes ont porté des cultures de maïs afin de piéger les CMA dans les racines de cette plante. Ces microorganismes ont grandement amélioré la croissance des plantes de maïs par rapport aux plantes témoins poussant sur un sol stérilisé.

Après plus de deux mois de culture, l'inoculation des racines a été vérifié microscopiquement et les paramètres de colonisation ont été déterminés et ont indiqué une bonne fréquence des arbuscules, une très forte intensité de colonisation et des très forte teneur arbusculaire au niveau du système racinaire du maïs.

La formulation des bio-engrais, à base de mycorhizes a été réalisé et leur efficacité a été testé sur une culture jeune de pois chiche. Il s'est avéré que les bio-engrais étaient efficaces par rapport aux témoins (absence de souches mycorhiziennes). Les effets des bio-engrais à base de mycorhizes sur la croissance des parties aériennes et racinaires ont été remarquables.

Les résultats obtenus peuvent être considérés comme une ouverture à des perspectives qui devraient servir la valorisation des microorganismes indigènes. Les souches mycorhiziennes utilisés dans notre étude ne sont pas représentatives à la situation agroécologique de l'Algérie. Pour cette raison, des prospections doivent être réalisées dans d'autres régions où les conditions pédoclimatiques sont différentes.

Nos résultats peuvent être complétés par une caractérisation approfondie des souches mycorhiziennes à arbuscules qui se trouvent dans le sol et par l'identification microscopique et/ou moléculaire des souches indigènes, pour une meilleure structuration de la diversité génétique de ces espèces.

Il est aussi recommandé d'essayer d'autres formulations de bio-engrais mycorhizien en valorisant les spores des CMA. Des formulations en micro-encapsulation ou bien enrobages des graines végétales avec les spores peut être envisageables.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abbe, E. C., & Stein, O. L. (1954). *The Growth Of The Shoot Apex In Maize: Embryogeny. American Journal of Botany*, 41(4), 285–293.
- Abdelmajeed N.A., Khelil O.A., Danial E.N., 2012. Immobilization technology for enhancing bio-products industry. *African Journal of Biotechnology*, 11: 13528–13539.
- Aguilar T.D., Banuelos J., 2020. Isolation and Culture of Arbuscular Mycorrhizal. In: Ferrol, N., & Lanfranco, L. (Eds.). *Arbuscular Mycorrhizal Fungi. Methods in Molecular Biology*.
- Angus J., Moncur, 1980. Photoperiod and vernalization effects on phasic development in chickpea. *International Chickpea Newsletter* (2): ICRISAT: 8-9.
- Ansori A., Gholami A., 2015. Improved nutrient uptake and growth of maize in response to inoculation with Thiobacillus and mycorrhiza on an alkaline soil. *Commun Soil Sci Plant. Anal.*, 46: 2111–2126.
- Arrieta A.M., Iannone L.J., Scervino J.M., Vignale M.V., Novas M.V., 2015. A foliar endophyte increases the diversity of phosphorus-solubilizing rhizospheric fungi and mycorrhizal colonization in the wild grass *Bromus auleticus*. *Fungal ecology*.
- Atalay E., Babaoğlu M., 2012. Determination of genetic relationship in turkish chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes using SSR molecular markers and capillary electrophoresis. *Journal of Animal et Plant Sciences*, 22 (2): 369-375.
- Attarzadeh M., Balouchi H., Rajaie M., Movahhedi-Dehnavi M., Salehi A., 2019. Growth and nutrient content of *Echinacea purpurea* as affected by the combination of phosphorus with arbuscular mycorrhizal fungus and *Pseudomonas florescent* bacterium under different irrigation regimes. *Journal of Environmental Management*, 231 : 182–188.
- Aubert, G., 1978. Méthodes d'analyses des sols. Marseille : C.R.D.P. 360p
- Azcon R., Barea J.M., 2010. Mycorrhizosphere interactions for legume improvement. In: Khan MS, ZaidiA, Musarrat J (eds) *Microbes for legume improvement*. Springer, Vienna, pp 237–271.
- Azcon R., Barea J.M., Hayman D.S., 1976. Utilization of rock phosphate in alkaline soil by plants inoculated with mycorrhizal fungi and phosphate solubilizing bacteria. *Soil Biol. Biochem.*, (8) : 135-138.

- Bâ A., Duponnois R., Diabaté M., Dreyfus B., 2011. Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'ouest. Ed. IRD., Marseille, France. Pp : 13-41
- Bais H.P., Weir T.L., Perry L.G., Gilroy S., Vivanco J.M., 2006. The Role Of Root Exudates In Rhizosphere Interactions With Plants And Other Organisms. *Annual Review of Plant Biology*, 57(1): 233–266.
- Baize, D., 1988. Guide des analyses courantes en pédologie. Institut national de la recherche agronomique.
- Barea J.M., Azco´n R., Azco´n-Aguilar C., 2002. Mycorrhizosphere interactions to improve plant fitness and soil quality. *Antonie Van Leeuwenhoek*, 81: 343–351.
- Bargaz A., Lyamlouli K., Chtouki M., Zeroual Y., Dhiba D., 2018. Soil microbial resources for improving fertilizers efficiency in an integrated plant nutrient management system. *Frontiers in Microbiology*, 9: 1606. 1–25.
- Barr J., 2010. Restoration of plant communities in The Netherlands through the application of arbuscular mycorrhizal fungi. *Symbiosis*, 52: 87–94.
- Bashan Y., De-Bashan L.E., Prabhu S.R., Hernandez J.P., 2014. Advances in plant growth-promoting bacterial inoculant technology: formulations and practical perspectives (1998-2013). *Plant and Soil*: 378, 1–33.
- Beauvais M., 2011. Jardiner bio sans se raconter de salades : 100%bio. ED. Amazon, France. Pp : 10-13.
- Benkhroua N., Hafidi M., Badri W., Baudoin E., Thioulouse J., Prin Y., Galiana A., Ouahmane L., Ouahmane A., Sanguin H., Duponnois R., 2017. Management of the mycorrhizal soil infectivity with *Crotalaria ochroleuca*, an indigenous wild legume in the tropics: Impacts on microbial functional diversity involved in phosphorus mobilization processes in a sahelian soil. *Ecological Engineering*, 101: 130–136.
- Bent E., Tuzun S., Chanway C.P., Enebak S.A., 2001. Alterations in plant growth and in root hormone levels of lodgepole pines inoculated with rhizobacteria. *Canadian Journal of Microbiology*, 47: 793-800.
- Berruti A., Lumini E., Balestrini R., Bianciotto V., 2016. Arbuscular Mycorrhizal Fungi as Natural Biofertilizers: Let's Benefit from Past Successes, a review. *Frontiers in Microbiology*, 6. 13 p.

- Bharti N., Sharma S.K., Saini S., Verma A., Nimonkar Y., Prakash O., 2017. Microbial plant probiotics: problems in application and formulation. In: Kumar, V. (Ed.), Probiotics and Plant Health. Springer Nature Singapore Pte Ltd, pp: 317–335.
- Bossou I., Houngnandan H., Adandonon A., Zoundji C., Houngnandan P., 2019. Diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires associés à la culture du maïs (*Zea mays* L.) au Bénin. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* Benine 13(2): 597-609
- Boukhelifa S., Mahmoudia K., 2020. Etude Bibliographique de l'impact de la Mycorhization de Blé Dur (*Triticum durum* Desf.) en Agriculture de Conservation. Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou. 41p.
- Boyer, J. S. (1982). Plant productivity and environment. *Science*, 218(4571), 443-448.
- Brahmaprakash G.P., Sahu P.K., Lavanya G., Nair S.S., Gangaraddi V.K., Gupta A., 2017. Microbial functions of the rhizosphere. In: Singh, D.P. (Ed.), Plant-Microbe Interactions in Agro-Ecological Perspectives. Springer Nature Singapore Pte Ltd, pp: 177–210.
- Braun D.M., Stone J.M., Walker J.C., 1988. Le pois chiche, culture et utilisation. Brochure. Ed. ITCF Paris, France. P 11.
- Brundrett M.C., Kendrick B., 1990. The roots and mycorrhizas of herbaceous wood land plants I. Quantitative aspects of morphology. *New Phytol.*, 114: 457-468.
- Cakmakci R., Dönmez M.F., Erdoğan Ü., 2007. The effect of plant growth promoting rhizobacteria on barley seedling growth, nutrient uptake, some soil properties, and bacterial counts. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 31:189–199.
- Calvet, G., Villemin, P. (1986). Interprétation des analyses de terre. France: IPAS, SADEF- Ed. SCPA, Aspach le Bas.
- Cavagnaro T.R., Gao L.L., Smith F.A., Smith S.E., 2001. Morphology of arbuscular mycorrhizas is influenced by fungal identity. *New Phytol.*, 151 : 469-475.
- Chabani R., Tehache S., 2021. Synthèse bibliographique sur les mycorhizes techniques et applications. Mémoire de master, Université Kasdi Merbah, Ouargla. 60 p.
- Charest C., Dalpé Y., brown A., 1993 the effect of vesicular – Arbuscular mycorrhizal and chilling on two hybrids of *Zea mays*. *Mycorrhiza*, 4: 89-92.
- Chauvet M., et Siemonsma J.S., 2006. Céréales et légumes secs. *Porta. Ressources végétales de l'Afrique tropicale* (1) : 49-50.

- Chen W., Li J., Zhu H., Xu P., Chen J., Yao Q., 2017. The differential and interactive effects of arbuscular mycorrhizal fungus and phosphorus on the lateral root formation in *Poncirus trifoliata* (L.). *Scientia Horticulturae*, 217: 258–265.
- Chen Y.L., Zhang X., Ye J.S., Han H.Y., Wan S.Q., Chen B.D., 2014. Six-year fertilization modifies the biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a temperate steppe in Inner Mongolia. *Soil Biology & Biochemistry*, 69 : 371-381.
- Comifer, 1993. Aide au diagnostic et à la prescription de la fertilisation phosphatée et potassique des grandes cultures. Pp: 28.
- Cubero J.I., Vander maesen, 1987. The research on chickpea (*Cicer arietinum*) in Spain. Proceedings of the Workshop on Grain Legumes. Hyderabad, India. *ICRISA T, Patartcltenc*. P 117-122.
- Dalpe Y., 2005. Les mycorhizes : un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*, 86 (1) : 53–59.
- Dalpe Y., Monreal M. 2004. Arbuscular mycorrhiza inoculum to support sustainable cropping systems. *Crop Management*, 10: 1094–1104
- Daniels B.A., Skipper H.D., 1982. Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. In: Schneck N.C. (eds.) *Methods and principles of mycorrhizal Research*. American Phytopathological Society, St Paul, Minnesota. Pp: 244.
- de Candolle A., 1883. *Origine des plantes cultivées*. Ed. Librairie Germer Baillière et Cie, Allmagne. 377 p.
- Deaker R., Roughley R.J., Kennedy I.R., 2004. Legume seed inoculation technology— a review. *Soil Biology and Biochemistry*, 36: 1275–1288.
- Dechamplain N., Gosselin L., 2002. *Les champignons mycorrhiziens*. Ed. PISTES, Université Laval, Québec, Canada. Pp : 12.
- Dexheimer J., 1997. Étude structurale et fonctionnelle des interfaces entre le champignon et la plante-hôte. *Rev. For. Fr.*, 49 :43-56.
- Dickson S., Smith F.A., Smith S.E., 2007. Structural differences in arbuscular mycorrhizal symbioses: more than 100 years after Gallaud, where next? *Mycorrhiza*, 17 : 375-393.
- Dodelin B., Selosse M.A., 2011. Orchidées et champignons : une porte vers les réseaux mycorrhiziens. *Bull. mycol. Bot. Dauphiné-Savoie*, 202 : 75-83

- Doebley, J., & Iltis, H. H. (1980). Taxonomy of *Zea* (Gramineae). II. Subspecific categories in the *Zea mays* complex and a generic synopsis. *American Journal of Botany*, 67(7), 994-1004.
- Don, G. 1882. General history of diclamydeous plants 2: 311.
- Douds D.D.J., Lee J., McKeever L., Ziegler-Ulsh C., Ganser S., 2017. Utilization of inoculum of AM fungi produced on-farm increases the yield of *Solanum lycopersicum*: A summary of 7 years of field trials on a conventional vegetable farm with high soil phosphorus. *Scientia Horticulturae*, 207: 89–96.
- Dudley J.W., 2019. Maize: Nutrition dynamics and novel uses. Springer.
- Duponnois R., Bà A.M., Prin Y., Baudoin E., Galiana A., Dreyfus B., 2010. Les champignons mycorhiziens : une composante majeure dans les processus biologiques régissant la stabilité et la productivité des écosystèmes forestiers tropicaux. *Jouve* : 421-439.
- Duponnois R., Hafidi M., Wahbi S., Sanon A., Galiana A., Baudoin E., Sanguin H., Bà A., Prin Y., Bally R., 2012. La symbiose mycorhizienne et la fertilité des sols dans les zones arides : un outil biologique sous-exploité dans la gestion des terres de la zone sahélo-saharienne. Ed. IRD., Marseille, France. Pp : 349-367
- Duponnois R., Sanon A., Hafidi M., Ndoye I., Bà A.M., 2013. Des champignons symbiotiques contre la désertification. Ed. Institut De Recherche Pour Le Développement, Marseille, France. 55p.
- Duschak, M. 1871. Zur Botanik des Talmud. 1. Neuer, Pest: 105-106
- Egli S., Brunner I., 2002. Les mycorhizes Une fascinante biocénose en forêt. *WSL Birmensdorf.*, 35: 1-8.
- Elsayed S.I., Glala A.A., Abdalla A. M., El-Sayed A.E.G.A., Darwish M.A., 2020. Effect of biofertilizer and organic fertilization on growth, nutrient contents and fresh yield of dill (*Anethum graveolens*). *Bulletin of the National Research Centre*, 44: (1), 1-11.
- Erwin, A. T. (1950). *The origin and history of pop corn*. *Economic Botany*, 4(3), 294–299.
- Eshel, G., Martin, P.A., 2006. Diet, energy, and global warming. *Earth Interactions*, 10(9): 1-17.
- Essahibi A., Benhiba L., Fouad M.O., Ait Babram M. Ghoulam C., Qaddoury A., 2019. Responsiveness of Carob (*Ceratonia siliqua* L.) Plants to Arbuscular Mycorrhizal

- Symbiosis Under Different Phosphate Fertilization Levels. *Journal of Plant Growth Regulation*. 12 p.
- Etesami H., Emami S., Alikhani H.A., 2017. Potassium solubilizing bacteria (KSB): Mechanisms, promotion of plant growth, and future prospects—a review. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 17, 897–911.
- F.A.O., 2019. Code de conduite international sur l'utilisation et la gestion durable des engrais. Ed. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome. Pp : 04.
- FAO. (2022). The future of food and agriculture - Alternative pathways to 2050. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Foley J.A., Ramankutty, N., Brauman K.A., Cassidy E.S., Gerber J.S., Johnston M., Zaks D.P., 2011. Solutions for a cultivated planet. *Nature*, 478(7369), 337-342.
- frapna., 2013. Des alternatives aux engrais de synthèse. Ed. Réseaux agriculture régional, Rhone –Alpes. Pp : 2
- Frewa A., 2019. Arbuscular mycorrhizal fungal diversity increases growth and phosphorus uptake in C3 and C4 crop plants. *Soil Biology and Biochemistry*, 135 : 248–250.
- Fritz O., Jan J., Kurt I., Paul M., Marcel V., 2011. Champignons mycorrhiziens arbusculaires, bioindicateurs dans les sols agricoles suisses. *Recherche Agronomique Suisse*, 2 (7–8) : 304–311.
- Fusconi A., Berta G., 2012. Environmental Stress and Role of Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. In Ahmad P., Prasad M.N.V., (eds.), *Abiotic Stress Responses in Plants: Metabolism, Productivity and Sustainability*. Springer Science+Business Media, LLC 197-214.
- Galleguillos C., Aguirre C., Barea J.M., Azco´n R., 2000. Growth promoting effect of two *Sinorhizobium meliloti* strains (a wild type and its genetically modified derivative) on a non legume plant species in specific interaction with two arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Sciences*, 159: 57–63.
- García-Lara, S., & Serna-Saldivar, S. O. (2019). Corn History and Culture. *Corn*, 1–18.
- Garns, H. 1924. Leguminosae. In *Illustrierte Flora von Mittel-Europa*. München, J.F. Lehmanns Verlag 4-3: 1498-1501.

- Gassion P., 2005. Utilisation de champignon mycorhizien dans le processus de phytorestauration de sols contaminés aux métaux lourds. Thèse de doctorat en ressources minérales. Université du Québec, Montréal, Canada. Pp 165
- Gaur A., Adholeya A., 2000. Effects of the particle of soil-less substrates upon AM fungus inoculum production. *Mycorrhiza*, 10: 43-48.
- Gaur P.M., Jukanti A.K., Samineni S., Gowda C.L.L., 2012. Chickpea (*Cicer arietinum* L.). In: Breeding of Field Crops. Agrobios (India), Jodhpur, India. Pp: 165-189.
- Gavériaux J.P., 2012. Les Glomeromycota - Mycorhizes VAM et Geosiphonpyriformis (Kützing) Wettstein. *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.* (92): 01-17.
- Gerdemann J.W., Nicolson T.H., 1963. Spores of mycorrhizal endogen species extracted from soil by wet-sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*: p.235-244.
- Giri B., Giang P.H., Kumari R., Prasad R., Sachdev M., Garg A.P., Oelmüller R., Varma A., 2005. Mycorrhizosphere: Strategies and Functions. In Buscot F., Varma A., (eds.), Soil Biology, Volume (3) Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions. Springer-Verlag Berlin Heidelberg: 213-252.
- Giroux, M. J., & Boyer, C. D. (2015). The maize primary cell wall microfibril: A new model derived from direct visualization. *Journal of Experimental Botany*, 66(14), 4369-4380.
- Goltapeh E.M., Danesh Y.R., Prasad R., and Varma A., 2008. Mycorrhizal Fungi: What We Know and What Should We Know? *Mycorrhiza*: 3-27.
- Golusic, 1971. Production des légumes secs en Algérie. *Doc et rentes agricole* n°17. Pp 2-13.
- Guo Y., Du Q., Li G., Ni Y., Zhang Z., Ren W., Hou X., 2016. Soil phosphorus fractions and arbuscular mycorrhizal fungi diversity following long-term grazing exclusion on semi-arid steppes in Inner Mongolia. *Geoderma*, 269: 79–90.
- Halitim A., 1982. Aspect géographique et écologique. Edition. *O.P.U.* Alger. 76 p.
- Hamel C., Dalpé Y., Lapierre C., Simard R.R., Smith D.L., 1994. Composition of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi population in an old meadow as affected by pH, phosphorus and soil disturbance. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 49: 223-231.

- Herrmann L., Lesueur D., 2013. Challenges of formulation and quality of biofertilizers for successful inoculation. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 97: 8859–8873.
- Hochholdinger, F. (2004). *Genetic Dissection of Root Formation in Maize (Zea mays) Reveals Root-type Specific Developmental Programmes*. *Annals of Botany*, 93(4), 359–368.
- Hossain S., Ford R., McNeil D., Pittock D., Panozzo F., 2010. Inheritance of seed size in chickpea (*Cicer arietinum* L.) and identification of QTL based on 100-seed weight and seed size index. *Australian Journal of Crop Science*, 4 : 126-135.
- Hua S., Hua B., Chen Z., Vosátka M., Vymazal J., 2021. Les champignons mycorhiziens arbusculaires modulent la distribution et la biodisponibilité du chrome dans les habitats. *Revue de génie chimique*, 420.
- Ibsa A.A., 2013. Agronomic and symbiotic characteristics of chickpea, *Cicer arietinum* (L.), as influenced by *Rhizobium* inoculation and phosphorus fertilization under farming systems of Wolaita area, *Ethiopia* p: 10.
- Institut de technologie agricole., 1977. Laboratoire du sol. Méthodes d'analyses physiques et chimiques du sol. 3Ed.I.T.A. Mostaganem. 105p.
- James E.K., Gyaneshwar P., Mathan N., Barraquio W.L., Reddy P.M., Iannetta P.P.M., Olivares F.L., Ladha J.K., 2002. Infection and colonization of rice seedlings by the plant growth-promoting bacterium *Herbaspirillum seropedicae* Z67. *Mol. Plant. Microbe Interactions*,15: 894–906.
- Jiménez-Leyva J.A., Aldo Gutiérrez J., Orozco A., Vargas G., Esqueda M., Gardea A, Gonzalez-Hernandez V., Sanchez E., Munoz E., 2017. Phenological and ecophysiological responses of *Capsicum annuum* var. *glabriusculum* to native arbuscular mycorrhizal fungi and phosphorus availability. *Environmental and Experimental Botany*.
- John R.P., Tyagi R.D., Brar S.K., Surampalli R.Y., Prevost D., 2011. Bio-encapsulation of microbial cells for targeted agricultural delivery. *Critical Reviews in Biotechnology*, 31: 211–226.
- Johnsen-Green P.C., Kenkel N.C., Booth T., 1995. The distribution and phenology of arbuscular mycorrhizae along in inland salinity gradient. *Canadian Journal of Botany*, 73 :1318-1327.

- Kaveh H.A., Bahman B., Jahanshir A., 2011. Selection of molecular markers associated with resistance to *Fusarium* wilt disease in chickpea (*Cicer arietinum* L.) using multivariate statistical techniques. *Australian Journal of Crop Science*, 5(13): Pp 1801-1809.
- Kay D.E., 1979. Chickpea (*Cicer arietinum*). In Crop and Product Digest. No. 3, Food legumes. London, UK: Tropical Product Institute. Pp: 48-71.
- Klironomos J.N., Hart M.M., 2002. Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculum. *Mycorrhiza*, 12: 181-184.
- Kormanik P.P. et McGraw A.C., 1982. Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plant roots. In: N.C. Schenck, (ed.), *Methods and Principles of Mycorrhizal Research*. The American Phytopathological Society, St. Paul, pp: 37-45.
- Kumar R., Kumawat N., Kumar Sahu Y., 2017. Role of Biofertilizers in Agriculture. *Popular Kheti*, 5 (4): 63 – 66.
- Kupicha F. K., 1977. The delimitation of the tribe Vicieae (Leguminosae) and the relationships of *Cicer* L. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 74(2): 131–162.
- Ladizinsky G., Adler A., 1976. Genetic relationships among the annual species of *Cicer* L. *Theoretical and Applied Genetics*, 48: 197-203.
- Le Tacon F., 2019. Le rôle des champignons dans le fonctionnement de l'écosystème terre. *Académie de Stanislas*, Pp : 8.
- Le Tacon F., Garbaye J., 1986. La maîtrise des associations mycorhiziennes en pépinière forestière. *Revue forestière française*, 38 (3) : 249-257.
- Lehman R.M., Taheri W.I., Osborne S.L., Buyer J.S., Douds D.D.Jr. 2012 Fall cover cropping can increase arbuscular mycorrhizae in soils supporting intensive agricultural production. *Agric. Ecosyst. Environ. Appl. Soil Ecol.*, 61: 300–304
- Levallois P., Phaneuf D., 1992. Les risques associés à la consommation de l'eau potable par les nitrates. Ed. Réseau de la santé publique du Québec.
- Lim, T. K., & Lim, T. K. (2013). *Zea mays*. *Edible Medicinal And Non-Medicinal Plants: Volume 5, Fruits*, 416-447.
- Liu Y., Pan X., Li J., 2015. A 1961–2010 record of fertilizer use, pesticide application and cereal yields: a review. *Agronomy for sustainable development*, 35: 83-93.

- Lounici A., 2020. Approche comparative de la réponse de la communauté symbiotique des plantes de deux espèces forestières (*Quercus suber* L., *Quercus canariensis* W.) soumis à une contrainte hydrique. Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou. 48 p.
- Maçik M., Gryta A., Fraç M., 2020. Chapter 2 Biofertilizers in agriculture: An overview on concepts, strategies and effects on soil microorganisms. *Advances in Agronomy*, 162: 31 – 87.
- Mahanty T., Bhattacharjee S., Goswami M., Bhattacharyya P., Das B., Ghosh A., Tribedi P., 2016. Biofertilizers: a potential approach for sustainable agriculture development. *Environmental Science and Pollution Research*. 22 p.
- Mahmood A., Turgay O.C., Farooq M., Hayat R., 2016. Seed biopriming with plant growth promoting rhizobacteria: a review. *FEMS Microbiology and Ecology*, 92: 1–14.
- Malhotra R.S., Pundir R.P.S., Slinkard A.E., 1987. Genetic resources of chickpea. In: Saxena M.C., Singh K.B. (eds) *The chickpea. CAB International*, Wallingford, UK. Pp: 67-81.
- Mallem L., Loukil B., Boulakoud M., 2015. L'effet des engrais sur la santé des travailleurs dans le milieu professionnel, 3 : 16-21.
- Malusa E., Ciesielska J., 2012. Biofertilizers: a resource for sustainable plant nutrition, in: fertilizer technology. *Synthesis*,1: 282–320.
- Manga A., Ndiaye F., Diop T.A. 2018. Le champignon arbusculaire *Glomus aggregatum* améliore la nutrition minérale de *Acacia seyal* soumis au stress salin progressif. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 11: 2352.
- Marulanda A., Barea J.M., Azco´n R., 2006. An indigenous drought tolerant strain of *Glomus intraradices* associated with a native bacterium improves water transport and root development in *Retama sphaerocarpa*. *Microb. Ecol.*, 52: 670–678.
- Marulanda A., Barea J.-M., Azco´n R., 2009. Stimulation of Plant Growth and Drought Tolerance by Native Microorganisms (AM Fungi and Bacteria) from Dry Environments: Mechanisms Related to Bacterial Effectiveness. *Journal of Plant Growth Regulation*, 28(2) : 115–124.
- Mazid M., Khan T.A., 2015. Future of bio-fertilizers in Indian agriculture: an overview. *International Journal of Agricultural and Food Research*, 3(3).

- McGonigle T.P., Miller M.H. et Young D., 1999. Mycorrhizae, crop growth, and crop phosphorus nutrition in maize-soybean rotations given various tillage treatments. *Plant and Soil* (210): 33–42.
- Meddich A., Oihabi A., Bizide A., 2000. Rôle des champignons mycorrhizeins à arbuscules de zones arides dans la résistance de tréfle (*Trifolium alexandrim* L.) au déficit hydrique. *Agronomie*, 20 : 283 -295.
- Merlin E., Melato E., Botelho Lourenço E.L., Jacomassi E., Junior A.G., Sete da Cruz R.M., Otênio J.K., da Silva C., Alberton O., 2020. Inoculation of arbuscular mycorrhizal fungi and phosphorus addition increase coarse mint (*Plectranthus amboinicus* Lour.) plant growth and essential oil content. *Rhizosphere*.
- Mishra J., Arora N.K., 2016. Bioformulations for plant growth promotion and combating phytopathogens: a sustainable approach. In: Arora N.K., Balestrini R., Mehnaz S. (Eds.), *Bioformulations: For Sustainable Agriculture*. Springer India, pp. 3–33.
- Mohammad A., Khan A.G. 2002. Monoxenic *in vitro* production and colonization potential of AM fungus *Glomus intraradices*. *Indian Journal of Experimental Biology*, 40: 1087–1091.
- Moolani M.K., Chandra S., 1970. Gram cultivation in Haryana. Bulletin of the Haryana Agricultural University, Hisar, India. Pp 15.
- Morgan J.A.W., Whipps J.M., 2001. Methodological approaches to the study of rhizosphere carbon flow and microbial population dynamics. In: Pinton A., Varanini Z., Nannipieri P., (eds). *The rhizosphere. Biochemistry and organic substances at the soil-plant interface*. New York, USA: Marcel Dekker, 373- 409.
- Muehlbauer F.J., Singh K.B., 1987. Genetics of chickpea. In: *The Chickpea*. (Eds.): M.C. Saxena and K.B. Singh, *CAB International Pub.*, Wallingford. Pp. 99-125.
- Muehlbauer F.J., Tullu A., 1997. Chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Grain Legume Crops*. Collins, London, UK. Pp 312-390.
- Muthukumar T., Prakash S., 2009. Arbuscular mycorrhizal morphology in crops and associated weeds in tropical agroecosystems. *Mycoscience*, 50: 233-239.
- Nadeem S.M., Maqshoof A., Zahir A.Z., Javaid A., Ashraf M., 2014. The role of mycorrhizae and plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) in improving crop productivity under stressful environments. *Biotechnology Advances*, 32 : 429–448.

- Naik K., Mishra S., Srichandan H., Singh P.K., Sarangi, P.K., 2019. Plant growth promoting microbes: Potential link to sustainable agriculture and environment. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 21: 101326.
- Nakkeeran S., Fernando W.G.D., Siddiqui Z.A., 2005. Plant growth promoting rhizobacteria formulation and its scope in commercialization for the management of pests and diseases. In: Siddiqui Z.A. (Ed.), *PGPR: Biocontrol and Biofertilization*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp: 257–296.
- Namasivayam S.K.R., Saikia S.L., Bharani R.S.A., 2014. Evaluation of persistence and plant growth promoting effect of bioencapsulated formulation of suitable bacterial biofertilizers. *Biosciences Biotechnology Research Asia*, 11: 407–415.
- Nehra V., Choudhary M., 2015. A review on plant growth promoting rhizobacteria acting as bioinoculants and their biological approach towards the production of sustainable agriculture. *J. Appl. Nat. Sci.*, 7: 540–556.
- Nihorimbere V., Ongena M., Smargiassi M., Thonart M., 2011. Beneficial effect of the rhizosphere microbial community for plant growth and health. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 15(2): 327-337
- Nouaim R., Chaussod R., 1996. Rôle des mycorhizes dans l'alimentation hydrique et minérale des plantes, notamment des ligneux de zones arides. *Cahiers Options Méditerranéennes*, 20 : 9- 26.
- Paradis R., Dalpé Y., Charest C., 1995. The combined effect of arbuscular mycorrhizae and short-term cold exposure on wheat. *New Phytol.*, 129 :637-642 .
- Piperno, D. R. (2011). The origins of plant cultivation and domestication in the New World tropics: Patterns, process, and new developments. *Current Anthropology*, 52(S4), S453-S470.
- Plenchette C., 2003. Mycorhize et nutrition phosphatée des plantes. *Mem Acad.Natl.Art. Lett. Sei.*, 49: 217-225 p.
- Polhill R.M., Raven P.H., Stirton C.H., 1981. Evolution and Systematic of Leguminosae. In: *Advances in Legume Systematics*, eds., Botanic Gardens. Pp 5-35.
- Qin Z., Zhang H., Feng G., Christie P., Zhang J., Li X., Gai J., 2020. Soil phosphorus availability modifies the relationship between AM fungal diversity and mycorrhizal benefits to maize in an agricultural soil, *Soil Biology and Biochemistry*.

- Redon P.O., Béguiristain T., et Leyval C., 2009. Differential effects of AM fungal isolates on *Medicago truncatula* growth and metal uptake in a multimetallic (Cd, Zn, Pb) contaminated agricultural soil. *Mycorrhiza*, 19: 187–195.
- Requena, N., Jimenez, I., Toro, M., Barea J.M., 1997. Interactions between plant-growth-promoting rhizobacteria (PGPR), arbuscular mycorrhizal fungi and *Rhizobium* spp. in the rhizosphere of *Anthyllis cytisoides*, a model legume for revegetation in mediterranean semi-arid ecosystems. *New Phytologist*, 136(4) : 667–677.
- Rose M.T., Phuong T.L., Nhan D.K., Cong P.T., Hien N.T., Kennedy I.R., 2014. Up to 52% N fertilizer replaced by biofertilizer in lowland rice via farmer participatory research. *Agronomy for sustainable development*, 34: 857-868
- Rozpądek P., Rapala-Kozik M., Weżowicz K., Grandin A., Karlsson S., Ważny R., Anielska T., Turnau K., 2016. Arbuscular mycorrhiza improves yield and nutritional properties of onion (*Allium cepa*) plant. *Physiology and Biochemistry*, 107: 264-272.
- Sadhana B., 2014. Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) as a biofertilizer—a review. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 3(4): 384-400.
- Sahu P.K., Brahma Prakash G.P., 2016. Formulations of biofertilizers—approaches and advances. In: Singh D.P. (Ed.), *Microbial Inoculants in Sustainable Agricultural Productivity*. Springer, India, pp: 179–198.
- Sánchez-Blanco M. J., Álvarez S., Ortuño M.F., Ruiz-Sánchez, M.C., 2014. Root system response to drought and salinity: root distribution and water transport. In: Morte A., Varma A. (eds.) *Root Engineering*. Springer, Berlin, pp. 325–352.
- Sathvika T., Soni A., Sharma K., Praneeth M., Mudaliyar M., Rajesh V., Rajesh N., 2018. Potential application of *Saccharomyces cerevisiae* and rhizobium immobilized in multi walled carbon nanotubes to adsorb hexavalent chromium. *Scientific Reports*, 8: 9862. 1–13.
- Savci S. 2012. An agricultural pollutant: chemical fertilizer. *International Journal of Environmental Science and Development*, 3(1): 73-79.
- Saxena M.C., 1987. Agronomy of chickpea. ED. Saxena M.C. and Singh K.B. the chickpea. Pp 207-211.
- Saxena M.C., 1988. Food Legumes in the Mediterranean Type of Environment and ICARDA's efforts in Improving their Productivity. In: Beck, D. P., and Materon, L. A. (Eds.),

- Nitrogen fixation by legumes in Mediterranean Agriculture, The Netherlands. Pp: 11-23.
- Saxena M.C., Singh K.B., 1987. The chickpea agronomy of chickpea Food legumes improvement program crop. *ICRADA*. Pp 163-189.
- Scott M.P., Emery M., 2016. Maize: Overview. In: Wrigley, C., Corke, H., and Seetharaman, K., Faubion, J., editors. *Encyclopedia of Food Grains*. 2nd Edition. Oxford: Academic Press. Pp: 99-104.
- Semcheddine S., 1990, Contribution à l'étude de l'effet de la fertilisation NPK sur le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) var ILC 3279. Mémoire d'ingénieur en Agronomie, INS Biologie, Sétif, p 73.
- Serge H., 2001. Des modèles biologiques à l'amélioration des plantes. Ed. Institut de recherche pour le développement collection colloques et séminaires, Paris. 821 p.
- Sharma S., Upadhyaya H.D., Gowda, C.L.L., Kumar S., Singh S., 2013. Genetic analysis for seed size in three crosses of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Canadian Journal of Plant Science*, 93(3): 387–395.
- Siavoshi M., Nasiri A., Laware S.L., 2011. Effect of organic fertilizer on growth and yield components in rice (*Oryza sativa* L.). *Journal of Agricultural science*, 3(3): 217-226.
- Simon E., Ivano B., 2002. Les mycorhizes : Une fascinante biocénose en forêt. *WSL Birmensdorf*, 35: 1-8.
- Singh, R. K., & Singh, U. S. (2017). Maize cultivation and its uses. In *Breeding oilseed crops for sustainable production* (pp. 363-383). Springer.
- Smith F.A., Smith S.E., 1997. Structural diversity in vesicular arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytol.*, (137) : 373-388.
- Smith S.E., Read D.J., 2008. *Mycorrhizal symbiosis*, 3rd edn. Academic, London, UK 91-116.
- Sneath P.H.A., Sokal R.R., 1973. *Numerical taxonomy: the principles and practice of numerical classification*. Ed. Freeman, San Francisco. 573 p.
- Soltner D., 1989. *The bases of the vegetable production*. Volume I. Ed. Ground, CSTA, Ange.
- Subramanian K.S., Charest C., 1997. Nutritional growth and reproductive responses of maize (*Zea mays* L.) to arbuscular mycorrhizal inoculation during and after drought stress at tesselling. *Mycorrhizal*, 7 : 25-32.

- Sugny D., Sanglier J., 2022. De l'importance vitale des mycorhizes dans la lutte contre le réchauffement climatique. Ed. Société d'Histoire Naturelle du Pays de Montbéliard, Pp : 61.
- Suhag M., 2016. Potential of biofertilizers to replace chemical fertilizers. *International journal of advanced research in science, engineering and technology*, 3(5): 163-167
- Summerfield R.J., 1979. Phonology of chickpea in contrasting acrial environments. *Exp Agri: Experimental Agriculture* 29. P 343.
- Taylor P.W.J., Ford R., 2007. Diagnostics, genetic diversity and pathogenic variation of ascochyta blight of cool season food and feed legumes. *European Journal of Plant Pathology*, 119: 127-133.
- Tfyeche T., 2020. Contribution à l'étude de *Helianthemum guttatum* espèce indicatrice de *Terfezia arenaria* dans la région de Ghardaïa. Mémoire de master, Université Abou Bakr Belkaid, Tlemcen. 95 p.
- Toker C., Uzun B., Ceylan F. O., 2014. Chapter 6. Chickpea: Alien Gene Transfer in Crop Plants, Volume 2, in Pratap A. and Kumar J. (eds.), *Springer Science+Business Media*. 31 p.
- Trouvelot A., Kough J.L., Gianinazzi-Pearson V., 1986. Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthode d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In. Physiological and genetical aspects of mycorrhizae : proceedings of the 1st European symposium on mycorrhizae, Dijon, 1-5 July 1985: 217-221.
- Trujillo-Tapia M.N., Ramírez-Fuentes E., 2016. Bio-fertilizer: an alternative to reduce chemical fertilizer in agriculture. *Journal of Global Agriculture and Ecology*, 4(2): 99-103.
- Turcotte P., 2005. Évaluation et phylogénétique du pois chiche. Phd , agronome, phytogénéticien, CÉROM, Saint-Bruno-de-Montarville. N°05-06. Pp 1-17.
- UPOV, 2005. Principes directeurs pour la conduite de l'examen de la distinction, de l'homogénéité et de la stabilité. Pois chiche (*Cicer arietinum* L.), Union internationale pour la protection des obtentions végétales. p 21.
- Uribe D., Sánchez-Nieves J., Vanegas J., 2010. Role of microbial biofertilizers in the development of a sustainable agriculture in the tropics. *Soil biology and agriculture in the tropics*, 235-250.

- Van Der Maesen L.J.G., 1987. Origin, History And Taxonomy Of Chickpea. Department of Taxonomy, Agricultural University, Wageningen, The Netherlands. 24 p.
- Van Deventer. W. C Jule., 1967. Agricultural History, *Agricultural History Society*. 41(3): 322-323
- Vierheilig H., Coughlan A.P., Wyss U., et Piché Y., 1998. Ink and Vinegar, a Simple Staining Technique for Arbuscular-Mycorrhizal Fungi. *Applied And Environmental Microbiology*, (64): 12, 5004–5007.
- Welbaum G., Sturz A.V., Dong Z., Nowak J., 2004. Fertilizing soil microorganisms to improve productivity of agroecosystems. *Crit. Rev. Plant Sci.*, 23: 175-193.
- Wery J., Silim S.N., Kinght E.J., Malhotra R.S., Cousin R., 1994. Screening techniques and sources of tolerance to extremes of moisture and air temperature in cool season food legumes. *Euphytica*, 73: 73-83.
- Wrigley C., 2017. Cereal-Grain Morphology and Composition. *Cereal Grains*, 55–87.
- Wubet T., Kottke I., Teketay D., Obermknler F., 2003. Mycorrhizal status of indigenous trees in dry A from ontane forests of Ethiopia. *For. EcoL Manage.*, (179): 387-399.
- Yamato M., 2005. Morphological types of arbuscular mycorrhizas in pioneerwoody plants growing in an oilpahn ni Sumatra, Indonesia. *Mycoscience*, (46): 66-68.
- Yamato M., Iwasaki M., 2002. Morphological types of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of understory plants in Japanese deciduous sbroadleaved forests. *Mycorrhiza*, (12) : 291-296.
- Zeggane M., 2022. Contribution à l'étude comparative de la communauté ectomycorhizienne de trois populations de *Juniperus communis* dans le Parc National du Djurdjura. Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou. 61 p.
- Zoulim S., 2017. Etude de la réponse de deux variétés de blé dur (*Triticum turgidum*) soumises à un stress salin en présence d'un inoculum mycorhizien. Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou. 48 p.

Annexes

Annexes

Annexe 1 : Normes de comparaison des analyses physico-chimiques des sols

Tableau 1 : Classes de pH des sols (Soltner, 1989)

pH	Classes	Désignation
5 - 5,5	Très Acide	
5,5 - 5,9	Acide	
6 - 6,5	Légèrement acide	
6,6 - 7,2	Neutre	Neutre
7,3 - 8	Alcaline	Alcaline
>8 Classes	Très Alcaline	Très Alcaline

Tableau 2 : Classification des sols en fonction de la conductivité électrique indiquant le degré de salinité d sol (Aubert, 1978)

Degrés de salinité d sol	CE (mS/cm) 25°C	Désignation
Non salé	0-0.6	Non salé
Peu salé	0.6- 1.2	Peu salé
Salé	1.2- 2.4	Salé
Très salé	2.4- 6	Très salé
Extrêmement salé	6 <	

Tableau 3 : Normes d'interprétation des pourcentages de la matière organique (ITA, 1977).

Taux de la matière organique	Classe de sols	Désignation
<1	Très pauvre	Très pauvre
1à2	Pauvre	Pauvre
2 à 4	Moyenne	Moyenne
>4	Riche	

Tableau 4 : Normes d'interprétation des pourcentages de calcaire total (Baize, 1998).

Calcaire CaCO ₃ (%)	Classe de sols	Désignation
≤1	Non calcaire	
1 ≤ CaCO ₃ ≤ 05	Peu calcaire	
5 ≤ CaCO ₃ ≤ 25	Modérément calcaire	Modérément calcaire
25 ≤ CaCO ₃ ≤ 50	Fortement calcaire	Fortement calcaire
50 ≤ CaCO ₃ ≤ 80	Très fortement calcaire	Très fortement calcaire
CaCO ₃ > 80	Excessivement calcaire	

Tableau 5 : Normes d'interprétation des pourcentages d'azote (Calvet et Vellemin, 1986).

Azote (%)	Très pauvre	Pauvre	Moyen	Riche	Très riche
Kjeldahl	< 0,05	0,05- 0,1	0,1- 0,15	0,15- 0,25	> 0,25

Tableau 6 : Norme d'interprétation du phosphore assimilable (Méthode Joret-Hebert) d'après Calvet et Villemin (1986).

Taux de phosphore assimilable	Classe de sols	Désignation
< 100 ppm	Très pauvre	Très faible
100 – 140 ppm	Pauvre	Faible
140 - 180 ppm	Moyennement pauvre	Médiocre
180 - 220 ppm	Normal	Normal
> 220 ppm	Riche	Elevé

Tableau 7 : Norme d'interprétation du potassium d'après Comifer (1993).

Taux de potassium	Classe de sols	Désignation
< 150 ppm	Pauvre	Faible
150 – 180 ppm	Moyen	Correct
180 - 350 ppm	Riche	Elevé
> 350 ppm	Très riche	Très élevé

Annexe 2 : Matrices de corrélations

Tableau 1 : Matrice des corrélations des différents paramètres de croissances étudiés chez les plantes de maïs.

Corrélations	Nbr Plt/Pot	HT	NbrNds	NbrFeui	LongFeui	LargFeui	SurfFol	LongRac	BAF	BRF	VolRac
Nbr Plt/Pot	1	0,458	0,356	0,414	0,376	0,342	0,434	0,251	0,521*	0,574*	0,162
HT		1	0,579*	0,624**	0,555*	0,367	0,639**	0,239	0,803***	0,684**	0,324
NbrNds			1	0,144	0,338	0,159	0,323	0,398	0,465	0,598*	0
NbrFeui				1	0,429	0,318	0,424	0,581*	0,706**	0,576*	0,412
LongFeui					1	0,923***	0,971***	0,07	0,675**	0,563*	0,191
LargFeui						1	0,875***	-0,132	0,499*	0,411	-0,006
SurfFol							1	0,064	0,723**	0,589*	0,262
LongRac								1	0,502*	0,549*	0,484
BAF									1	0,875***	0,468
BRF										1	0,478
VolRac											1

Nbr Plt/Pot : Nombre de plantes par pot ; **HT** : Hauteur de la tige ; **NbrNds** : Nombre de nœuds par plante ; **NbrFeui** : Nombre de feuilles par plante ; **LongFeui** : Longueur des feuilles ; **LargFeui** : Largeur des feuilles ; **SurfFol** : Surface foliaire ; **LongRac** : Longueur des racines ; **BAF** : Poids de la biomasse aérienne fraîche ; **BRF** : Poids de la biomasse racinaire fraîche ; **VolRac** : Volume des racines.

Tableau 2 : Matrice des corrélations des différents paramètres de croissances étudiés chez les plantes de maïs.

Corrélations	Nbr Plt/Pot	HT	NbrNds	NbrFeui	NbrFolFeui	SurfFol	LongRac	BAF	BRF	VolRac
Nbr Plt/Pot	1	0,698***	0,7***	0,381	-0,43	0,623**	0,368	0,554*	0,332	0,166
HT		1	0,89***	0,682***	-0,285	0,877***	0,594**	0,852***	0,363	0,213
NbrNds			1	0,732***	-0,283	0,769***	0,56**	0,854***	0,494*	0,349
NbrFeui				1	-0,319	0,58**	0,6**	0,782***	0,458*	0,269
NbrFolFeui					1	-0,112	-0,276	-0,21	-0,439	-0,202
SurfFol						1	0,407	0,723***	0,211	0,092
LongRac							1	0,653**	0,309	0,068
BAF								1	0,573**	0,426
BRF									1	0,829***
VolRac										1

Nbr Plt/Pot : Nombre de plantes par pot ; **HT** : Hauteur de la tige ; **NbrNds** : Nombre de nœuds par plante ; **NbrFeui** : Nombre de feuilles par plante ; **NbrFolFeui** Nombre de filioles par feuille ; **SurfFol** : Surface foliaire ; **LongRac** : Longueur des racines ; **BAF** : Poids de la biomasse aérienne fraîche ; **BRF** : Poids de la biomasse racinaire fraîche ; **VolRac** : Volume des racines.

Résumé

De nombreuses espèces des micro-organismes vivent dans le sol au voisinage des racines des plantes, parmi elles on trouve les champignons mycorhiziens à arbuscules dont le développement est complètement inféodé au développement des végétaux en place, puisque ces champignons sont des symbiotes obligatoires.

L'objectif de cette étude est de piéger et utiliser des champignons mycorhiziens arbusculaires afin de formuler des bio-engrais et de tester leur efficacité sur une culture jeune de pois chiche.

Les sols de la rhizosphère de jujubier sauvages poussant dans trois régions différentes de la wilaya de Tiaret ont été pour produire une culture de maïs et piéger les CMA dans les racines de ces plantes. Les paramètres de croissance de maïs ont été déterminés pour cerner l'efficacité de la microflore indigènes des sols collectés. Par la suite, l'inoculation des racines de maïs par les CMA a été vérifiée et les bio-engrais ont été formulés et testés sur une culture jeune de pois chiche.

Les résultats ont montré que la présence d'une microflore au niveau du sol et de mycorhize dans le bio-engrais affecte significativement les paramètres de croissances étudiés des plantes de maïs et de pois chiche respectivement. La microflore indigène a grandement amélioré les poids des biomasse aérienne et racinaire, les hauteurs des tiges, le nombre et les dimensions des feuille ainsi que le développement du système racinaires. Les paramètres d'inoculation des racines de maïs par les CMA étaient impressionnants. Les bio-engrais aussi avaient des effets spectaculaires sur la croissance des plantules de pois chiche que soit pour la partie aérienne que racinaire.

Mots clés : Mycorhize ; Piégeage ; Inoculation ; Racines ; Bio-engrais ; Maïs ; Pois chiche ; Paramètres de croissance.

Abstract

Many species of micro-organisms live in the soil near plant roots, including arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) whose development is completely dependent on the development of the plants in place, since these fungi are obligatory symbionts.

The aim of this study is to trap and use arbuscular mycorrhizal fungi to formulate bio-fertilizers and test their effectiveness on a young chickpea crop.

Soils from the rhizosphere of wild jujube trees growing in three different regions of the Tiaret wilaya were used to grow a maize crop and trap AMF in the roots of these plants. Maize growth parameters were measured to determine the effectiveness of the microflora indigenous to the collected soils. The inoculation of maize roots with AMFs was then verified and the bio-fertilisers were formulated and tested on a young chickpea crop.

The results showed that the presence of soil microflora and mycorrhiza in the bio-fertiliser significantly affected the growth parameters studied in maize and chickpea plants respectively. Indigenous microflora greatly improved aerial and root biomass weights, stem heights, leaf number and size and root system development. The parameters for inoculation of maize roots with AMFs were impressive. Bio-fertilizers also had spectacular effects on the growth of chickpea seedlings, both in the aerial and root parts.

Key words: Mycorrhiza; Trapping; Inoculation; Roots; Bio-fertilizers; Maize; Chickpea; Growth parameters.

المخلص

تعيش أنواع كثيرة من الكائنات الحية الدقيقة في التربة بالقرب من جذور النباتات ، ومن بينها نجد الفطريات الجذرية الشظوية التي يعتمد تطورها كلياً على تطور النباتات في مكانها ، لأن هذه الفطريات متكافلة إلزامية.

الهدف من هذه الدراسة هو حبس الفطريات الجذرية الشظوية واستخدامها من أجل تكوين أسمدة حيوية واختبار فعاليتها على نبات الحمص. تم استخدام تربة جذور السدر البري من ثلاث مناطق مختلفة من ولاية تيارت لإنتاج محصول من الذرة وحبس الفطريات الجذرية الشظوية في جذور هذه النباتات. تم تحديد معالم نمو الذرة لتحديد فعالية الكائنات الدقيقة المحلية للتربة التي تم جمعها. بعد ذلك ، تم التحقق من وجود الفطريات الجذرية الشظوية داخل جذور الذرة وتم صياغة الأسمدة الحيوية واختبارها على نبات الحمص.

أظهرت النتائج أن وجود الكائنات الحية الدقيقة على مستوى التربة والميكوريزا في السماد الحيوي يؤثر بشكل رائع على معاملات نمو نباتات الذرة والحمص على التوالي. حسن تواجد الكائنات الحية الدقيقة المحلية بشكل كبير على وزن الكتلة الحيوية للجزء العلوي والجذور وطول الساق ، وعدد الأوراق وحجمها ، ونمو الجذور. كانت معاملات حبس الفطريات الجذرية الشظوية داخل جذور الذرة جد مثيرة للإهتمام. كما كان للأسمدة الحيوية تأثيرات مذهلة على نمو شتلات الحمص سواء على الجزء العلوي أو الجذور.

الكلمات الرئيسية: الفطريات الجذرية الشظوية ؛ حبس؛ الجذور ؛ سماد حيوي؛ نبات الذرة ؛ نبات الحمص ؛ معاملات النمو.