REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE DE MEDEA
FACULTE DES SCIENCES

Mémoire
Présenté pour obtenir le diplôme de **Master**
En Sciences de la nature et de la vie

Spécialité : Biotechnologie et microbiologie appliquée

Par :
GHERBI manel
KOUADRIA messaouda

SUJET:

Evaluation de l'effet bénéfique d'une Rhizobactérie et Mycorhize sur la germination et la croissance du blé dur.

Soutenue publiquement le : 19 /06 /2017, Devant le jury composé de :

Aines M	Grade : M A A	Etablissement FS	Président
Licir M	Grade : M A B	Etablissement FS	Examinateur 1
Bouhrama A	Grade : M A B	Etablissement FS	Examinateur 2
Chami B	Grade : M A B	Etablissement FS	Encadreur

Année universitaire : 2016/2017

Remerciements:

Avant tout nous remercions ***'Allah'*** *tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage et les moyens afin de pouvoir accomplir ce modeste travail.*

Nous adressons nos remerciements à l'université Dr yahia fares de Médéa qui nous a pris en charge pendant les années d'études.

Nous tenons exprimer nos s' incères reconnaissance à nos promoteur ***M' CHAMI B*** *qui nous avons guidé et encouragé tout au long de ce mémoire, pour nous avoir fait profiter de ses connaissances et pour son soutien précieux lors de la rédaction de cette mémoire.*

Nous voudrons également remercier ***M' OUMOUNA. M*** *pour la disponibilité dont il a fait preuve à nos égard et les conseils qu'il nos donné a tous moments d'études.*

Nous tenons à remercier ***M' AINES .M*** *pour nous avoir accueilli au sein de son équipe afin de réaliser cet travail et de nos faire l'honneur de présider ce jury.*

Nous profondes gratitude à ***M' LICIR . M*** *d'avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce manuscrit, Aussi un très grand merci à* ***M^me^ BOUHRAMA . A*** *d'avoir accepté d'examiner nos travail.*

*Nous adressons nos sincères remerciements à tous les membres de l'****équipe de Microbiologie*** *ainsi qu'à ceux:*

du laboratoire N° 02 de biologie (annexe de la faculté).

Du laboratoire de biologie de la Faculté des sciences.

Du laboratoire de pédologie ENSA.

Nos remerciements également les membres de promotion de biologie 2016 /2017.5

Merci encore à tous ceux qui, de près ou de loin, nos ont soutenu.

Je dédie ce Mémoire à :

L'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir, que dieu le garde dans son vaste paradis ;

Mon Père.

La lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur ;

Ma mère

Celles qui m'ont toujours aidée, écoutée, soutenue et encouragée tout au long de mon parcours; celles qui ont toujours été présentes pour moi,

Mes très chers frères et sœurs.

Ceux qui ont plus particulièrement assuré le soutien affectif de ce travail : ma famille **Kouadria**.

Tous mes amis particulièrement : Ratiba, Wahiba, Safia, Aziza, Fatiha , Zolikha, Souad, Wassila et Manel.

Tous ceux que j'aime et tous ceux qui me sont chers.

Tous ceux avec qui j'ai passé des bons moments durant toute ma vie.

Messaouda

Dédicace

Cette mémoire représente l'aboutissement du soutien et des encouragements que mes parents m'a prodiguée tout au long de ma scolarité.

La patience et l'encouragement de mes sœurs, mes frères oussama ,abdou, fateh ,ayache qui m'ont aidé à surmonter toutes les difficultés rencontrées au cours de cette thèse sans oublier les petits de ma famille maria et amira sérine.

Finalement, j'exprime mes remerciements à tous mes ami(e), Hayat ,Assia,Hafidha et Nesrine .



MANEL

RESUME

Deux micro-organismes *Sinorhizobium meliloti* possédant un pouvoir de fixation d'azote élevé (isolée d'une légumineuse modèle *Medicago truncatula*) et *Glomus* sp capable de solubiliser le phosphate organique (isolée d'une plante sauvage locale *Avena sterilis*) apportées séparément et conjointement ont été testées *in vitro* (en boîtes de Petri) pour leur effet sur la germination de variété Waha de blé *Triticum durum* par la stratégie de bactérisation (inoculation) et aussi *in vivo* après la transplantation des plantules en pots dans le sol non stérile (c'est-à-dire en présence de compétiteurs) pour étudié l'effet sur la croissance.

Les résultats obtenue ont montré que la germination de blé dure inoculé par les deux espèces *S.meliloti-Glomus* sp (la Co-inoculation) par cette stratégie de bactérisation en boites de petri voir meilleure et ainsi que les deux isolats ont un comportement différent selon qu'elles soient apportés séparément ou conjointement. Seule la Co-inoculation a stimulé significativement les paramètres étudiés : poids sec de la partie aérienne (PSA) et le poids spécifique foliaire (PSF).

Nos résultats apportent des donnés nouvelles sur l'effet que peut avoir la stratégie de bactérisation par inoculation sur l'amélioration du pouvoir germinatif (PG).

Ce nouveau type de biotechnologie pourrait être développé et utilisé pour la culture et la production des plants de qualité.

Mots clés : S*inorhizobium meliloti ; Glomus* sp ; *Triticum durum* ; Germination, Croissance

ABSTRACT

Two microorganisms *Sinorhizobium meliloti* with high nitrogen binding ability (isolated from a legume ideal *Medicago truncatula* and Glomus sp capable of solubilizing the organic phosphate (isolated from a local wild Avena sterilis) brought separately and together were Tested in vitro for their effect on the germination of Waha variety of wheat *Triticum durum* by the strategy of bacterization (sprinkling).

The results find showed that the Co-inoculation *S.meliloti-Glomus sp* by this strategy of bacterization appears good or even better. Spraying was therefore selected and used in pots in the non-sterilized soil (in the presence of competitors). The results showed that the two isolates behave differently depending on whether they are taken separately or together. Only Co-inoculation stimulated significantly the parameters studied: dry weight of the aerial part (WAP) and the leaf specific weight (LSW).

Ours results provide new data on the effect that the sprinkler bacteria strategy can have on germination enhancement (GE). This new type of biotechnology could be developed and used for the cultivation and production of quality seedlings.

Key words: *Sinorhizobium meliloti ; Glomus sp ; Triticum durum* ; Germination ; Growth.

ملخص

نوعان من الكائنات الحية الدقيقة *Sinorhizobium meliloti* التي لها قدرة عالية على تثبيت النتروجين(المعزولة من نبتة تنتمي الى نوع من البقوليات) و الفطريات الجذرية المجرية *Glomus sp* القادرة على تحليل الفوسفات العضوي (معزولة من النباتات البرية المحلية الشوفان) التي تمت دراستهما بشكل منفصل و مختلط في المختبر في علب بيتري من حيث تأثيرها على انتاش القمح الصلب *Triticum durum* من خلال استراتيجية التلقيح و ايضا دراسة تأثير هذه الكائنات الحية الدقيقة على النمو بعد نقل النباتات الى اواني الزراعة و في التربة غير المعقمة (وهذا يعني في وجود المنافسين) .

أظهرت المعطيات المتحصل عليها في هذه الدراسة نتائج جيدة فيما يخص انتاش القمح الصلب في حالة التلقيح المختلط بين *S.meliloti* و *Glomus sp*. و إضافة انها دلت على ان الكائنين الحيين الدقيقين يكون لديها سلوك مختلف اعتمادا على ما إذا كانا منفردين أو مجتمعين. التلقيح المشترك ساهم فقط في زيادة كبيرة في العناصر المدروسة التالية :الوزن الجاف للجزء العلوي للنبتة و الوزن الخاص بالورقة.

النتائج اظهرت لنا معطيات جديدة حول تأثير استراتيجية التلقيح بواسطة الكائنات الحية الدقيقة على تحسين القدرة على الإنتاش. هذا النوع الجديد من التكنولوجيا الحيوية يمكن استخدامه لزراعة ونمو وإنتاج شتلات و نباتات ذات جودة.

الكلمات المفتاحية : *Sinorhizobium meliloti*، *Glomus* sp, *Triticum durum*، الإنتاش ,النمو.

Sommaire

Sommaire……I

Liste des abréviations ……...…….....IV

Liste des figures……...……V

Liste des tableaux…….....VII

Introduction générale…….....01

CHAPITRE I : GENERALITES

I-1-Le blé dur (*Triticum turgidum* spp. *durum*)……04

I-1.1-Histoire et origine ……..…….. 04

I-1.2-Production mondiale ….……05

I-1.3-Evolution de la culture céréalière au niveau national……....05

I-1.4-Etude botanique …… 05

I-1.5- Biologie et cycles de développement du blé …… .. 08

I-1.6- Composition du grain de blé ……13

I-1.7-Importance stratégique et économique du blé dans l'Algérie…….....14

I-2- la rhizosphère……...…15

I-2.1- définition…… 15

I-2.2- Différentes parties de la rhizosphère ……...……...…. 15

I-2.3 - Rhizodéposition ……..…… 16

I-2.4- L'effet de rhizosphère …….. 17

I-2.4.1- Les rhizobactéries promotrices de la croissance des plantes……..……18

I-2.4.2- Les symbioses fixatrices d'azote ……...…… 19

I-2.4.3- *Rhizobium* ……..……19

I-2.4.3.1- Morphologie…… 19

I-2.4.3.2- Critères biochimiques…… 20

I-2.4.3.3 - physiologie ……...……... 20

I-2.4.3.4 - Caractères culturaux ……...…….. 20

I-2.4.3.5- Taxonomie des rhizobiums ……..…… 21

I-2.4.4 - Processus de nodulation……...……...22

I-2.4.5- Le genre Sinorhizobium ……24

I-2.4.6 - Effets bénéfiques des rhizobiums ……...25

I-2.4.5 - les mycorhizes……..……25

I-2.4.5.1-Définition…… 25

I-2.4.5.2- Taxonomie des champignons mycorhiziens……..…….. 25

I-2.4.5.3 - Types de mycorhizes …… 26

I-2.4.5.4- Symbiose mycorhizienne……..… 28

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

II-1-Matériel

II-1.1- Les plantes hôtes …….. 30

II-1-1-1 *Avena sterilis* …… 30

II-1-1.2- *Medicago truncatula* …… 30

II-1-2-Les milieux de culture, la solution tampon et les réactifs utilisés ……... 30

II-1-3-Le sol …….……..... 31
II-1-4-Le cultivar de blé……..……..……...31
II-2-Méthodes
II-2-1-Méthodes appliquées aux micro-organismes…….....33
II-2-1.1-Isolement des spores de *Glomus* sp et préparation de l'inoculum……33
II-1-1.2-Isolement et préparation de l'inoculum bactérien……..34
II-1-1.2.1-Stérilisation des nodules…….34
II-1-1.2.2-Isolement……..……..…..34
II-2-2-Méthodes appliquées au sol ……...… 35
II-2-2-1- Prélèvement des échantillons et caractérisation physico-chimique du sol……..….35
II-2-3-Méthodes appliquées au cultivar de blé ……...35
II-2-3.1-Détermination de l'histogramme de fréquences de poids de 1000 graines …..….... 35
II-2-3.2-Stérilisation des graines …… 36
II-3-3.3-Inoculation des semences ……. 36
II-3-3.4-Quantité d'inoculum apportée par semence…….. 36
II-3-3.5-Réalisation de la culture *in vitro* (Test de germination) …….…….. 36
II-3-3.6-Réalisation des cultures en pots ……..…38
II-3-3.7-Étude des paramètres de croissance de blé……40
II-3-3.7.1-Analyse biométrique de croissance ……...40
II-3-3.7.1.1-Mesure de la longueur de la partie aérienne (LPA)……..…40
II-3-3.7.1.2-Mesure de la longueur de la racine principale (LRP)……...40
II-3-3.7.1.3-La surface foliaire (SF) ……40
II-3-3.7.1.4-le poids spécifique foliaire (PSF)…… ……..……..41
II-3-3.7.1.5-Mesure du poids sec de la partie aérienne (PSA) et racinaire (PSR)… ……..41
II-3-3-8-Analyses statistiques ……..……..…..41

CHAPITRE III : RESULTAT ET DISCUSSION

III-1-Identification des souches microbiennes isolées…….....44
III-1-1- Examens microscopique et macroscopique ……44
III-2-Analyses pédologiques ……44
III-2.1-Caractéristiques physico-chimiques du sol ……..44
III-2.1.1-Fertilité physique du sol ……..45
III-2.1.2-Fertilité chimique ……..……45
III-2.1.3-Fertilité biologique du sol ……...46
III-3-Détermination de l'histogramme de fréquences de poids de 1000 graines de blé dur *T. durum* var. Waha ……..…46
III-4-Impact de l'inoculation sur le pouvoir germinatif du blé dur……...…….47
III-5-Impact de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats sur la croissance du blé dur *T.durum*var. Waha ……50
III-5-1-Paramètres de croissance de la plante……...…50
III-5-1-1- Effet sur la longueur de la partie aérienne (LPA)……....50
III-5-1-2-Effet sur la longueur de la racine principale (LRP)……...52
III-5-1-3- Effet sur le poids sec de la partie aérienne (PSA)…… ……...…53

III-5-2-4-Effet sur le poids sec de la partie racinaire (PSR)…….…… …...55
III-4-1-5-Effet sur la surface foliaire (SF) ……56
III-4-1-6-Effet sur le poids spécifique foliaire (PSF) ……...……58
Conclusion générale……...…..61
Bibliographiques
Annexes

LISTE DES ABBREVIATIONS :

ACC désaminase : 1-Amino-cyclopropane-1-carboxylate;

ADN : Acide désoxyribonucléique ;

ADNr : ADN ribosomique.

ANOVA : Analyse of variance.

ARN : Acide ribonucléique.

atm : Atmosphère.

C° : Degré Celsius.

Ca : calcium.

CEC : Capacité d'échange cationique

cm : Centimètre ;

cm^2 : Centimètre carré.

CIC : Conseil International des céréales

CMA : Champignon mycorhizien à arbuscule.

ddl : degré de liberté.

dS : dicisimens.

Fe : fer.

g : gramme.

h : heur.

ha: hectare.

ITGC : Institut Technique des Grandes Cultures.

J.C : Jésus Christ.

K : potassium.

Kg : Kilogramme.

L : Litre.

m : mètre ; **m^2** : mètre carré.

min : minute.

MDG : Mean Daily Germination (Moyenne journalière de germination)

Mg : magnésium.

mg : milligramme.

ml : millilitre.

mm : millimètre.

Mn : manganèse.

MT: million tonne.

N : azote.

Na: sodium.

OILB : Organisation Internationale de Lutte Biologique.

RFLP: restriction fragment lengthpolymorphism .

PGPR : Plant growth promoting rhizobacteria.

qx : Quintaux.

rpm: Rotation par minute.

µm : micromètre.

Zn : zinc.

LISTE DES FIGURES :

Figure 1: Origine génétique du blé dur (*T. durum*) …….4

Figure 2: Cycle de développement du blé ……...7

Figure 3: structure histologique de grain de blé à maturité ……9

Figure 4 : Appareil végétatif chez le blé dur…….. 10

Figure 5: Structure d'un épi et épillet du blé……..….11

Figure 6 : Schéma d'un fragment de racine rhizosphérique……... 16

Figure 7: Développement des nodules sur les racines dans un cas de symbiose entre *Rhizobium* et une plante)…… 24

Figure 8 : Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de la racine…… 27

Figure 9 : Plants d'*avena sterilis* âgées de 3mois cultivé en laboratoire……30

Figure 10 : Plants de *Medicago truncatula* âgées de 3mois cultivé en laboratoire..30

Figure 11: Semences de *T.durum* var.Waha utilisées dans les essais…….33

Figure 12 : schéma représente les déférentes étapes de préparation des inoculum mychorhiziens…….……..34

Figure 13:schéma représente les déférentes étapes de préparation d'inoculum bactérien…...35

Figure 14:l'expérience de la culture *in vitro* du blé dur *T. durum* var.Wa……..…37

Figure 15:Représentation schématique du PER comportant les quatre traitements répétés cinq fois……..……39

Figure 16 : Plan représentant **a)-**l'agencement des pots de l'essai en premier jour de transplantation des semis en pots(stade 1ère feuille) ;**b)-**fin de l'expérience (stade 3éme feuille) ……..…40

Figure 17 : Histogramme de fréquences de poids des graines de blé dur *T.durum* var.Waha……...47

Figure 18: Représentation de l'essai de l'inoculation et l'inoculation combiné du blé dur *in vitro***,** (a) : l'expérimentation après 24h de l'inoculation, (b) l'expérimentation après 6jours..48

Figure 19: Suivi de l'effet de l'inoculation et de la Co-inoculation de deux micro-organismes sur le pouvoir germinatif et la cinétique de germination des semences de blé dur *T. durum* var. Waha…….…50

Figure 20 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur la longueur de la partie aérienne (LPA)du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)……52

Figure 21: Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur la longueur de la racine principale(LRP) du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)……53
Figure 22 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur le poids sec de la partie aérienne (PSA) du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)……55
Figure 23 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur le poids sec de la partie racinaire (PSR) du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)……56
Figure 24 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur la surface foliaire (SF) du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)…… 58
Figure 25 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur le poids spécifique foliaire (PSF) du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille). ……59

Liste des tableaux

Tableau I :Distribution histologique des principaux constituants du grain du blé……13

Tableaux II : Mise en place de l'expérience de la culture *in vitro* du blé dur *T. durum*var.Waha traité par inoculation et Co-inoculation des deux micro-organismes *Sinorhizobium méliloti* et *Glomus* sp par aspersion……..……..……..…37

Tableau III :Disposition des traitements dans 16 parcelles…….…… 39

Tableau IV :Résultats parcellaires des différentes variables mesurées……...……41

Tableau V: Examen microscopique et macroscopique des germes isolés……..44

Tableau VI: Caractéristiques du sol de la station de Médéa. ……...……..44

Tableau VII :Fréquence de poids des graines de blé dur *T.durum*var .Waha…….…...…47

Tableau VIII : Evaluation du pouvoir germinatif des grains de blé traité par les deux micro-organismes……..……...…49

Tableau IX: Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur la longueur de la partie aérienne (LPA) des plants du blé dur *T. durum* var.Waha,21jours après semis (stade 3ème feuille)……...51

Tableau X :Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobiummeliloti* et *Glomus* sp sur la longueur de la racine principale (LRP) des plants du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)……53

Tableau XI: Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobiummeliloti* et *Glomus* spsur le poids sec de la partie aérienne (PSA) des plants du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)……..…54

Tableau XII : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur le poids sec de la partie racinaire (PSR) des plants du blé dur *T. durum* var.Waha,21 jours après semis (stade 3ème feuille)……..56

Tableau XIII : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobiummeliloti* et *Glomus*spsur la surface foliaire (SF) des plants du blé dur *T.durum* var.Waha), 21 jours après semis (stade 3ère feuille)……57

Tableau XIV :Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur le poids spécifique foliaire (PSF) des plants du blé dur *T. durum*var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille)……...……..59

Tableau XV :Récapitulation des résultats relatifs à : PG et LPA, LRP, PSA, PSR, SF,PSF, après 21 jours de croissance du blé dur en pots……...…..60

Introduction générale

Introduction

Un des grands défis des prochaines années va être de répondre à la future demande de la population mondiale croissante. Cependant, les techniques actuelles d'agriculture intensive ne peuvent répondre à ce défi. « Pour croître, l'agriculture doit apprendre à économiser », « Save and Grow » **(1).** Les recommandations proposées par la FAO reposent sur une intensification de l'agriculture certes, mais une intensification qui soit raisonnée et durable. Un des principes-clés pour atteindre cet objectif est le maintien de la qualité et de la santé des sols **(2).**

En Algérie, développer la céréaliculture est une stratégie politique, non seulement parce que beaucoup de régions algériennes sont favorables à la céréaliculture, mais aussi parce que les produits céréaliers constituent le composant essentiel de la ration alimentaire de l'algérien.

La production céréalière de notre pays ne cesse de reculer depuis la récolte record de la compagne 2008-2009 avec une production de 61.2millions de quintaux, dont 24.3 millions de quintaux du blé dur, 11.3 millions de quintaux de blé tendre, 24 millions de quintaux d'orge, et 1.4 millions de quintaux d'avoine (Prévision de CIC: Conseil International des céréales). Pour la compagne 2009-2010, elle a reculé de 20% par rapport à la saison précédente en s'établissant à 45 millions de quintaux contre 42 millions de quintaux durant la compagne 2010-2011. En 2011-2012, la production céréalière a été de 51.3 millions de quintaux, par rapport à la compagne 2012-2013 qui a établie une production estimée à 49.1 millions de quintaux, contre 34 millions de quintaux durant la saison 2013-2014 (Les données du Ministère de l'Agriculture, 2014).

La faiblesse de la production couvre seulement 30% des besoins en Algérie. A cet effet, cette dernière a recours toujours à des importations massives dépassant 60% de céréales afin de réduire l'écart enregistré, entre la quantité produite et celle nécessaire au besoin de la population.

Actuellement, l'agriculture moderne, se dirige vers l'utilisation de micro-organismes spécifiques afin d'augmenter les rendements, de mieux valoriser les engrais azotés, de diminuer les maladies et améliorer la qualité des produits **(3**;**4).** En effet, la capacité des micro-organismes du sol à libérer des métabolites (phytohormones, antibiotiques, vitamines, acides aminés, enzymes, polysaccharides) intervenant sur les propriétés du

sol, ainsi que sur la croissance et l'état sanitaire des plantes peut être considéré comme l'une des composantes essentielles de la fertilité d'un sol **(5).**

Les avantages des symbioses, qu'elles soient, pour l'agriculture et l'environnement sont nombreuses : elles contribuent à la stabilisation du sol, permettent d'augmenter la croissance de la plante de par la disponibilité en nutriments et éventuellement une action sur la balance hormonale, et permettent la fixation de l'azote et un meilleur accès aux nutriments et à l'eau. En parallèle, les symbioses augmentent la tolérance des plante aux stress, réduisent les taux de maladies des plantes par compétition ou activation des défenses systémiques, et améliorent la protection contre les nématodes, herbivores, insectes, etc. **(6).**

L'amélioration du rendement et de la biomasse des plantes est visible après inoculation de celles-ci avec des symbiontes. .

Nos systèmes de culture actuels impliquent l'emploi de beaucoup de fertilisants inorganiques (azote, phosphore, potassium). L'usage de ces fertilisants est un réel problème car beaucoup d'énergie est nécessaire pour réduire le N_2 en nitrates **(7)**, tandis que le phosphate et le potassium sont des ressources limitées. De plus, l'utilisation d'engrais azotés cause un déséquilibre de l'état des sols entraînant une perte de biodiversité dans les milieux agricoles et affectés par l'agriculture **(8)**, ce qui est aussi le cas de l'arrosage intensif pour lutter contre la sécheresse.

C'est sur la base de ces données que nous avons jugé intéressant:

1-De rechercher l'Effet bénéfique d'une rhizobactérie et Mycorhize sur la germination des semences de blé dur *T. durum* var Waha *in vitro*.

2-D'étudier l'impact de l'inoculation et de la Co-inoculation par aspersion de ces deux micro-organismes :*Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur la croissance du blé dur (variété Waha) cultivé en pots (*in vivo*) afin de connaître leurs potentialités sur :

- La longueur des parties aériennes(LPA) et la racine principale (LPR).
- Le poids sec des parties aériennes(PSA) et racinaires(PSR).
- La surface foliaire (SF).
- Le poids spécifique foliaire (PSF).

Le manuscrit est constitué de 3 grandes parties chapeauté par une synthèse bibliographique qui fait l'objet de la première partie de ce travail. Cette partie rassemble plusieurs données sur blé dur (*Triticum turgidum* spp. *durum*) . Aussi, des

définitions de la rhizosphère, rhizobium, mycorhizeet leur effet bénefique avec les plantes.

La deuxième partie de cette étude a été réalisée au laboratoire de faculté des sciences et leur l'anexe au niveau de université Dr yahia fares Medea afin d'étudier l'effet bénéfique d'une Rhizobactérie et Mycorhize sur la germination et la croissance du blé dur.

Pour cela, nous avons adopté la démarche expérimentale suivante :

- Isolement des spores de *Glomus* sp et préparation de l'inoculum.
- Isolement et préparation de l'inoculum bactérien
- Prélèvement des échantillons et caractérisation physico-chimique du sol.
- Réalisation de la culture *in vitro* (Test de germination).
- Réalisation des cultures en pots.

La troisième partie consacrée aux résultats et à la discussion des résultats très pertinents et très clairement argumentés.

Ce travail s'achève par une conclusion générale qui permettra de tirer quelques perspectives de prolongement à ce travail.

Généralités

I- Généralités

I-1-Le blé dur (*Triticum turgidum* spp. *durum*)

I-1.1-Histoire et origine :

Le blé est l'une des premières espèces cultivées par l'homme. Depuis plus de 7000 à 10000 ans, le blé occupe le croissant fertile, zone couvrant la Palestine, la Syrie, l'Irak et une grande partie de l'Iran **(9)**. Des vestiges de blés, diploïdes et tétraploïdes, remontant au VII^{ème} millénaire avant J.C. ont été découverts sur des sites archéologiques au Proche Orient [**10]**.

Le blé dur espèce connue depuis la plus haute antiquité, appartient au groupe des tétraploïdes, du genre *Triticum* qui comprend de nombreuses espèces. Selon Mackey (1968) **[11]**, l'origine génétique du blé dur remonte au croisement entre deux espèces ancestrales *T.monococcum* et une graminée sauvage du nom d'*Aegilops speltoïdes*. Le blé dur (*T. durum*) appelé ainsi en raison de la dureté de son grain, possède 2n=4x=28 chromosomes. D'après Feillet **[12]**, le croisement naturel de *T. monococcum* (porteur du génome A) avec *A. speltoïdes* (porteur de génome B) a permis l'apparition d'un blé dur sauvage de type AABB (*T. turgidum* spp.*dicoccoides*) qui a ensuite progressivement évolué vers *T. turgidum* spp.*dicoccum* puis vers *T.durum* (blé dur cultivé) (Figure 1).

T.monococcum	×	*A.speltoïdes*
AA		BB
n=7		n=7
Hybride	AB	
	n=14	
Doublement chromosomique	2n=4x=28 chromosomes	
	Blés à 28 chromosomes	
	T. durum	
	T. polonicum	
	T. persicum	
	T. dicoccoïdes	

Figure 1 : Origine génétique du blé dur (*T. durum*) **[9]**.

I-1.2- Production mondiale :

Le blé (*Triticum* sp.) est la céréale à paille la plus cultivée dans le monde, avec une production moyenne pour la période 2004-2010 d'environ 640 million de tonnes. Les cinq principaux pays producteurs de blé sont la Chine, l'Inde, les Etats-Unis d'Amérique, la France et la Russie **[13].**

I-1.3-Evolution de la culture céréalière au niveau national :

La céréaliculture, d'une manière générale, est pratiquée dans la moitié des exploitations agricoles, qui sont au nombre de 588 621 en 2001. Il est aussi possible de préciser les limites des zones géographiques où la céréaliculture domine. A cet effet, on distingue trois zones céréalières en fonction des quantités de pluie reçues au cours de l'année et des quantités de céréales produites **[14].**

I-1.3.1-Une zone à hautes potentialités (Z1) : on y trouve une pluviométrie moyenne supérieure à 500 mm/an, avec des rendements moyens de 20 qx/ha (plaines de l'Algérois et Mitidja, bassin des Issers, vallées de la Soummam et de l'Oued El Kébir, vallée de la Seybouse…). Cette zone couvre une surface de 400 000 ha dont moins de 20% sont consacrés aux céréales.

I-1.3.2- Une zone à moyennes potentialités (Z2) : caractérisée par une pluviométrie supérieure comprise entre 400 et 500 mm/an, mais sujette à des crises climatiques élevées, les rendements peuvent varier de 5 à 15qx/ha (coteaux de Tlemcen, vallées du Chlef, massif de Médéa…). La zone englobe une surface de 1 600 000 ha dont moins de la moitié est réservée aux céréales.

I-1.3.3- Une zone à basses potentialités (Z3) : caractérisée par un climat semi-aride et située dans les hauts plateaux de l'Est et de l'Ouest et dans le Sud du Massif des Aurès. La moyenne des précipitations est inférieure à 350 mm par an. Ici, les rendements en grains sont le plus souvent inférieurs à 8 qx/ha. La surface de la zone atteint 4,5 millions d'ha dont près de la moitié est emblavée (Figure 1 ; annexe 1).

I-1.4-Etude botanique :

I-1.4.1-Classification du blé dur:

Selon APG III 2009 **[15]**, Le blé dur répond à la classification suivante:

Règne	*Plantae*
Embranchement	*Angiospermes*
Sous embranchement	*Spermaphytes*
Classe	*Liloipsida* (monocotylédones)
Ordre	*Glumiflorales* (*Poales*)
Super ordre	*Commeliniflorales*
Famille	*Poaceae*
Tribu	*Triticeae*
Sous tribu	*Triticinae*
Genre	*Triticum*
Espèce	*Triticum durum.*

I-1.4.2-Description générale de la plante :

Il s'agit d'une graminée annuelle de hauteur moyenne et dont le limbe des feuilles est aplati. L'inflorescence en épi terminal se compose de fleurs parfaites **[16].**

Sur le plan mature :

On note un système racinaire radiculaire fasciculé (en faisceau) et pour une grande part superficielle (c'est une plante qui n'est pas capable d'aller chercher l'eau profondément dans le sol ; elle se développe rapidement et profite des pluies fréquentes). Le blé possède une tige cylindrique, dressée, habituellement creuse et subdivisée en entrenœuds. Le chaume (talles) se forme à partir de bourgeons axillaires aux nœuds à la base de la tige principale **[17].** Cette dernière croit rapidement et donne des feuilles engainantes (qui entourent la tige par leur base), une à chaque nœud. Les feuilles sont simples, allongées, et à nervures parallèles. L'axe de l'épi porte des épillets disposés alternativement d'un côté et de l'autre (alterne).

Un épillet comporte plusieurs fleurs protégées par 2 glumes, chaque fleur, elle-même protégée par des glumelles, comporte 3 étamines et un ovaire avec 2 styles **[18].** Chaque fleur peut produire un fruit à une seule graine, soit le caryopse **[18]**.Chaque graine contient un large endosperme et un embryon aplati situé à l'apex de la graine et à proximité de la base de la fleur [**18**] (Figure 2).

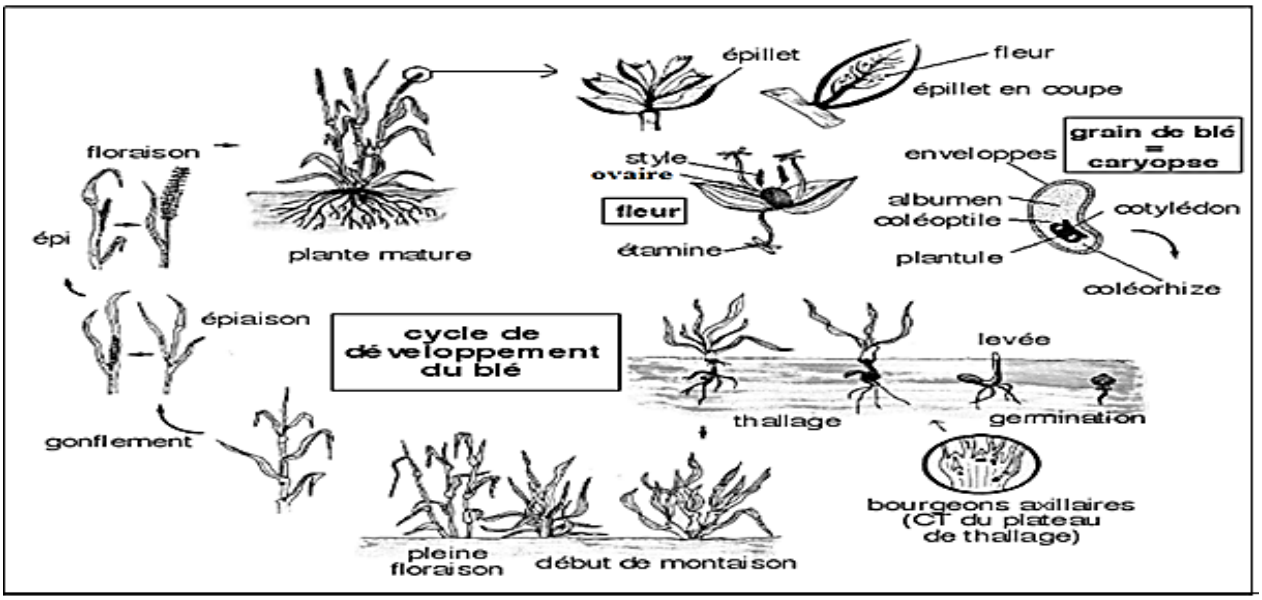


Figure 2: Cycle de développement du blé **[18].**

I-1.4.3-Evolution du genre *Triticum* :

Le genre *Triticum* regroupe de nombreuses espèces présentant une large gamme de diversité morphologique et agroécologique. Notamment, ce genre regroupe des espèces de ploïdies variées : des espèces diploïdes telles que l'Engrain (*T.monococcum*), des espèces tétraploïdes avec l'amidonnier (*T. dicoccum*) ou le blé dur (*T. durum*) et enfin des espèces hexaploïdes telles que le blé tendre (*T. aestivum*). Il apparait que la polyploïdisation a joué un rôle majeur dans l'évolution de la famille des *Poaceae* [**19**];[**20**] et plus largement dans celle des Angiospermes **[21].** La nature polyploïde du génome des blés aurait également contribué au succès de leur domestication **[22].**

Concernant les Triticées, deux évènements majeurs d'allopolyploïdisation ont conduit à la série d'espèces de ploïdies variées constituant ce genre **[23].** Le premier évènement de polyploïdisation a résulté du croisement entre deux espèces diploïdes (2n = 14) *T.urartu* (génome A) et une espèce proche *d'A. speltoïdes* (génome B) disparue aujourd'hui. Ce croisement a eu lieu avant la domestication par voie de sélection naturelle il y a environ 0.5 million d'années.

Les descendants sont les blés tétraploïdes comme le blé dur (*T. turgidum* spp.*durum*) et l'amidonnier (*T dicoccum*). Un second croisement entre une variété domestiquée d'un blé tétraploïde et *T. tauschii* porteur du génome D a conduit, il y a environ 10 000 ans, à

l'obtention de blés hexaploïdes tels que le blé tendre (*T.aestivum*) ou l'épautre (*T.spelta*).Cette allopolyploïdisation a conduit à la formation de génomes de très grande taille **[23].**

I-1.5- Biologie et cycles de développement du blé

I-1.5.1- Caractères morphologiques :

1- Le grain :

Le grain de blé est un caryopse. C'est un fruit sec indéhiscent. Il est de couleur jaune-ambrée à violacé selon l'espèce blé dur ou blé tendre et selon la variété. Il présente une partie plane (ventrale) et une partie dorsale légèrement bombée. La base élargie contient le germe et le sommet est garni de petits poils (la brosse). La partie ventrale est fendue par un sillon qui pénètre profondément dans le grain ; cependant la partie dorsale présente une arête plus ou moins prononcée **[24].** La coupe longitudinale révèle de l'extérieure vers l'intérieur les parties suivantes : les enveloppes, le germe et l'albumen ou amande (Figure 4).

a- Les enveloppes du fruit :

Elles représentent 14 à 16 % du poids du grain. Elles sont constituées de l'extérieur vers l'intérieur par :

- Le péricarpe : parois de l'ovaire qui comprend l'épicarpe ; le mésocarpe et l'endocarpe.

- Le tégument : enveloppe de la graine qui comprend le tégument séminal et la bande hyaline.

- L'assise protéique : qui représente 60% du poids des enveloppes et constitué de cellules à aleurones, riches en protéines **[25].**

b-Le germe : Il représente 2,5 à 3 % du grain et comprend :

- Le cotylédon ou scutellum, séparé de l'amande par une assise diastasique destinée à la digestion future de l'albumen au profit de la plantule.

- La plantule, avec sa gemmule recouverte d'un étui, le coléoptile, sa tigelle courte ,et sa radicule, recouverte d'un étui , la coléorhize.

Le germe est très riche en matières grasses, matières azotées et vitamines A, E et B **[25].**

c-L'albumen ou amande :

Il représente 83 à 85 % du poids du grain, est composé de 70% d'amidon et de 7% de gluten. Chez le blé dur l'albumen est corné et vitreux, un peu comme celui du riz.

L'albumen joue un rôle essentiel dans la composition de la semence ; il sert de réserve et ne sera complètement utilisé qu'au moment de la germination **[26].**

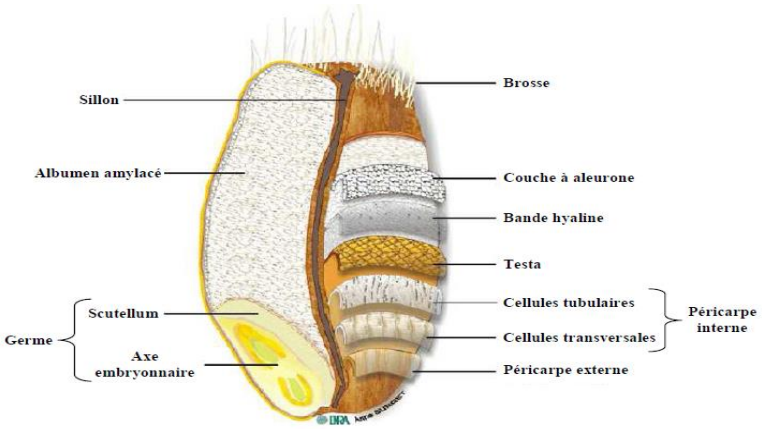


Figure 3 : structure histologique de grain de blé à maturité **[27].**

2-L'appareil végétatif :

L'appareil végétatif comprend l'appareil aérien et l'appareil racinaire :

a-L'appareil racinaire :

Il est de type fasciculé, deux systèmes se forment au cours du développement de la plante :

Un système racinaire primaire (racines séminales): ce système de racines fonctionne de la germination à la ramification de la plante c'est-à-dire au tallage .Ces racines sont d'origines embryonnaires cependant associés dans le grain aux différents parties de l'embryon ce sont :

-Une racine principale résultant de l'allongement de la radicule.
- Deux paires de racines latérales.
- Une racine épiblastique **[28].**

Un système racinaire secondaire (racines adventives): c'est un système de racines coronaires ou système de racines de tallage. Il se forme dès le tallage et se substitue parallèlement au système séminal **[28]** ; **[29]**;**[30]**.

b- L'appareil aérien :

L'appareil aérien est formé d'un certain nombre d'unités correspondantes aux talles, partant d'une zone à la base de la plante appelée plateau de tallage, chaque talle, après développement complet de la plante est formée de tige et de feuilles. Le chaume du blé est une tige cylindrique, formée d'entre noeuds séparés par des noeuds plus ou moins saillants. Chaque noeud est le point d'attache d'une feuille. La feuille du blé est simple, allongée, alternée et a nervures parallèles ; elle se compose de deux parties :

-La partie inférieure entourant la jeune pousse qui est la gaine ;

- La partie supérieure en forme de lame qui est le limbe (Figure 4).



Figure 4: Appareil végétatif chez le blé dur **[31].**

3- L'appareil reproducteur :

L'inflorescence du blé est un épi .Ce dernier est constitué d'unités de base les épillets L'épillet est une petite grappe de un a cinq fleurs enveloppées chacune par deux glumelles (inférieur et extérieure) .la grappe et incluse entre deux bractées ou glumes, les fleurs sont attachés sur le rachillet. Chaque fleur comporte en général 3 étamines et un ovaire .Les fleurs sont hermaphrodites, le blé est une plante autogame : le pollen d'une fleur pollinise l'ovaire de la même fleur **[32]**.

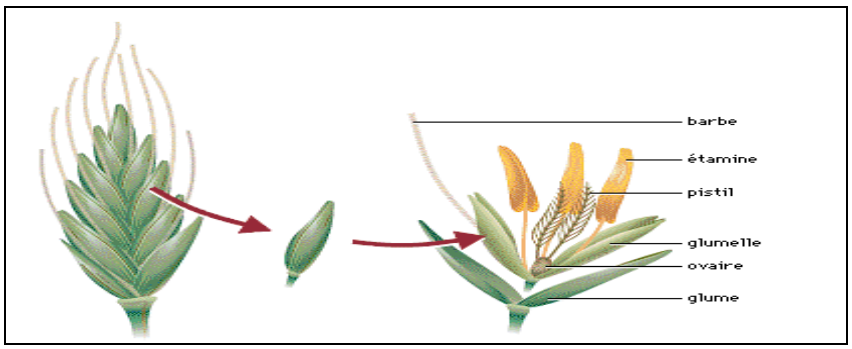


Figure 5: Structure d'un épi et épillet du blé **[32]**.

I-1.5.2– Les stades et phases repères :

Plusieurs auteurs ont décrit le cycle de développement du blé en le décomposant en deux périodes : **une période végétative** et **une période reproductrice**. D'autres considèrent que la maturation constitue une troisième période. Les modifications morphologiques résultent à la fois de processus de croissance et de processus de développement.

Ces deux processus sont complémentaires et indissociables. Ils aboutissent à la production de matière sèche, résultant de la transformation de ressources du milieu par l'intermédiaire de capteurs aériens (feuilles: surfaces photo-synthétisantes) et capteurs souterrains (racines: capteurs d'eau et d'éléments minéraux).

La croissance consiste en une augmentation irréversible des dimensions et du poids des différents organes constitutifs de la plante. C'est une notion quantitative.

Le développement consiste en l'apparition d'organes nouveaux ou le franchissement par la plante d'une étape différente mais complémentaire a la précédente. C'est une notion qualitative **[33].**

I-1.5.3- Stades phrénologiques de la croissance et de développement:

a- Germination – levée :

La germination se caractérise par l'imbibition de la semence. La réactivation des enzymes et la dégradation des réserves assimilables par l'embryon. La radicule se dégage des enveloppes séminales, puis la mise en place du nombre de plants par mètre carré .Le sol est lors percé par la coléoptile qui est un étui protecteur de la première feuille. La levée est notée quand 50 % de plantules sont sorties de sol.

Pendant cette phase, les jeunes plantes sont sensibles au manque d'eau qui provoque une diminution de nombre **[34].**

b-Tallage :

Cette phase s'amorce à partir de la quatrième feuille. Le début du tallage est marqué par l'apparition de l'extrémité de la première feuille de la talle latérale primaire puis d'autres talles naissent successivement à l'aisselle de la $2^{ème}$ et la $3^{ème}$ feuille de la tige centrale, l'ensemble restant court noué, formant un plateau de tallage situé juste au niveau du sol. Ces talles primaires peuvent ensuite émettre des talles secondaires, lesquelles à leur tour émettent des

talles tertiaires [**35].** Le fin tallage est celle de la fin de la période végétative, elle marque le début de la phase reproductive, conditionnée par la photopériode et la vernalisation qui autorisent l'élongation des entre-noeuds **[35].**

c- Montaison - gonflement :

Elle se manifeste, à partir du stade épi à 1 cm, par l'élongation du premier entre-nœud. Ce stade est repérable une fois l'ébauche de l'épi du brin-maître atteint 1 cm de hauteur à partir de la couronne ou plateau de tallage **[35].**

Ce stade est sensible aux basses températures variant entre +4 et 0 C°. Selon Baldy **[36]** la montaison constitue la phase la plus critique du développement du blé. Tout stress hydrique ou thermique au cours de cette phase réduit le nombre d'épis montants par unité de surface. Cette phase s'achève une fois l'épi prend sa forme définitive à l'intérieur de la gaine de la feuille étendard qui gonfle (stade gonflement).

d- Epiaison- floraison:

L'épiaison se détermine par l'apparition de l'épi hors de la gaine de la dernière feuille. Les épis dégainés fleurissent généralement entre 4 à 8 jours après l'épiaison **[37].** Les basses températures au cours de ce stade réduisent fortement la fertilité des épis **[38].**

e- Remplissage du grain:

Mazouz **[39]** mentionnent que cette phase se compose de trois étapes successives, il y a augmentation rapide du volume et du poids de grain en eau et en matière sèche. La première est une phase de multiplication des cellules du jeune grain encore vert. Les assimilas proviennent de la photosynthèse de la feuille étendard et du transfert des hydrates de carbones non structuraux stockés dans le col de l'épi. La quantité d'eau contenue dans le grain tend à se stabiliser: c'est le pallier hydrique.

Les fortes températures au cours de cette période provoquent l'arrêt de la migration des réserves des feuilles et de la tige vers le grain: c'est l'échaudage du grain. Puis suit la phase de dessèchement du grain, qui perd de son humidité pour atteindre son poids sec final **[40]**.

I-1.6- Composition du grain de blé : Le grain de blé est formé de trois régions :

· **L'albumen** constitué de l'albumen amylacé (au sein du quel subsistent des cellules remplies de granules d'amidon dispersées au milieu d'une matrice protéique et dont les parois cellulosique sont peu visibles) et de la couche à aleurone (80 - 85 %) ;

· **Les enveloppes** de la graine et du fruit, formé de six tissus différents ; épiderme du nucelle, téguments séminal (enveloppe de la graine), cellule tubulaire, cellule croisées, mésocarpe et épicarpe (13- 17%) ;

.le germe (3%), composé d'un embryon (lui-même formé de la coléoptile, de la gemmule, de la radicule, le coléorizhe et de la coiffe) et du scutellum.

I-1.6.1- Composition biochimique du grain de blé dur:

Le grain de blé et principalement constitue d'amidon (environ 70%), de protéine (10 à 15% selon les variétés et les conditions de culture) et de pentosanes (8 à 10%) : les autres constituants, pondéralement mineurs (quelques % seulement), sont les lipides, la cellulose, les sucres libres, les minéraux et les vitamines. Ces constituants se répartissent de manière inégale au sein des différentes fractions histologiques du grain. L'amidon se retrouve en totalité dans l'albumen amylacé, les teneurs en protéines du germe et de la couche à aleurone sont particulièrement élevées ; les matières minérales abondent dans la couche à aleurone.

Les pentosanes sont les constituants dominants de cette dernière et du péricarpe. La cellulose représente prés de la moitié de celui-ci, les lipides voisinent ou dépassent les 10% dans le germe et dans la couche à aleurone **[12]**.

Tableau I: distribution histologique des principaux constituants du grain du blé **[12]**.

Tissu	Grain	Péricarpe		Aleurone		Albumen		Germe	
Constituants	%G	%T	%G	%T	%G	%T	%G	%T	%G
Protéines	13.7	10	4.4	30	15.3	12.0	73.5	31	6.8
Lipides	2.7	0	0	9	23.6	2	62.9	12	13.5
Amidon	68.9	0	0	0	0	82	100	0	0
Sucres réducteurs	2.4	0	0	0	0	1.8	62.7	30	37.3
Pentosanes	7.4	43	35.1	46	43.8	1.6	18.3	7	2.9
Cellulose	2.8	40	87.1	3	7.6	0.1	3.1	2	2.2
Minéraux	1.9	7	22.6	12	43.6	0.5	22.6	6	9.7

%G : % du constituant dans le grain ; **%T :** % du constituant dans le tissu.

I-1.6.2-L'eau dans la graine :

L'eau dans le blé représente 8 à 9 % avec une valeur moyenne de 14% **[41].** Cette caractéristique de siccité des blés permet de faciliter les opérations de transport, de conservation et la possibilité de traitement par voie sèche. Du point de vue physique et chimique son action de solvant favorise les réactions enzymatiques et les attaques microbienne lorsque sa teneur dans le gain dépasse un certain seuil **[42].**

L'eau est présente dans le grain sous des formes différentes **[43]** :

1. L'eau de dissolution dans les vacuoles des cellules ; c'est une eau que l'on qualifie «libre ».

2. L'eau d'inhibition associe aux colloïdes.

3. L'eau de constitution très fortement fixée à la molécule.

I-1.7-Importance stratégique et économique du blé dans l'Algérie :

I-1.7.1-Place du blé dans la consommation alimentaire des ménages :

Les céréales et leurs dérivés constituent l'épine dorsale du système alimentaire algérien. Effectivement, les céréales constituent la base du modèle de consommation alimentaire dans ce pays, comme dans la plupart des pays méditerranéens. 54% des apports énergétiques et 62% des apports protéiques journaliers provenaient de ces produits en 2003 et le blé représentait 88% des céréales consommées **[44]**. L'Algérie se situe ainsi au premier rang mondial pour la consommation de blé avec plus de 201 kg par personne par an en 2003, l'Egypte se situant à 131 kg et la France à 98kg.

On note que la consommation par personne est en augmentation constante sur la période 1961-2003 dans les pays du sud de la Méditerranée et en déclin en Italie et surtout en France.

La consommation totale connaît une progression encore plus importante du fait de la démographie dans les pays du Maghreb. En Algérie, on est ainsi passé de 1,2 MT en 1961 à 6,4 MT en 2003 **[45].**

I-1.7.2-Importation des blés en Algérie :

La production nationale ne contribue qu'à 20% de la consommation humaine, donc la différence est comblée par les importations qui peuvent occuper pour certaines années 80% des disponibilités nationales. La quantité moyenne importée durant la dernière décennie

dépasse les quatre millions de tonnes par an, pour une facture de 730 millions de dollars ($ US). Ainsi, les importations, qui étaient de l'ordre de 500 000 quintaux par an durant la décennie 1920 **[46]**, soit 27 kg par personne, sont passées à quatre millions de quintaux en 1960, selon Bencharif **[47]**, c'est-à-dire 40 kg par personne. Elles ont atteint 60 millions de quintaux en 2005, pour un coût de 500 millions de dollars américains, soit 43 % de la valeur globale des importations du pays **[48]**. Cette quantité place l'Algérie parmi les plus gros importateurs mondiaux de céréales, en occupant 65 % du marché africain **[49].** Représentées en majorité par le blé dur (14 millions de quintaux), le blé tendre (26 millions de quintaux), l'orge (16 millions de quintaux) et l'avoine (quatre millions de quintaux), les plus importantes quantités sont achetées à la France **[48].**

I-2- la rhizosphère :

I-2.1- définition:

Le terme rhizosphère (du grec *rhiza,* la racine et de *sphère*, domaine d'influence) a été utilisé pour la première fois par Lorenz Hiltner **[50]** pour définir la zone de sol sous l'influence des racines des légumineuses. La rhizosphère définit aujourd'hui le lieu d'interaction entre le sol, la plante et les micro-organismes. Ces interactions dépendent des conditions physico-chimiques du milieu et des organismes mis en jeu.

La rhizosphère est en fait un micro-habitat dont les limites sont mal définis car il représente un gradient microbiologique et physico-chimique allant des racines elle-même, au contact de laquelle la microflore présente les différences les plus marquées, jusqu'à une distances plus ou moins grande (1 à 5 mm) au-delà de laquelle l'« effet rhizophérique » disparaît **[51].**

I-2.2- Différentes parties de la rhizosphère :

Selon Pinton **[52]** et Gobat **[53]** la rhizosphère se distingue par plusieurs parties :

1- L'ectorhizosphère :

L'ectorhizosphère correspond au volume de sol colonisé ou potentiellement colonisable par les micro-organismes (bactéries et champignons) et influencée par ceux-ci. Sa définition peut s'étendre à la mycorhizosphère correspondant au volume de sol qui environne une racine colonisée par un champignon mycorhizien permettant d'augmenter le volume de l'ectorhizosphère **[54].**

2- L'endorhizosphère :

L'endorhizosphère correspond au volume de tissus racinaires. On distingue dans cette partie **le rhizoplan** correspondant à la surface même du tissu racinaire, **l'histosphère** correspondant à la région intra-tissulaire et extracellulaire de la racine où se trouvent les micro-organismes et **la cytosphère** correspondant à la région intra-tissulaire et intracellulaire de la racine où se trouvent les micro-organismes **[55]** (Figure 6).

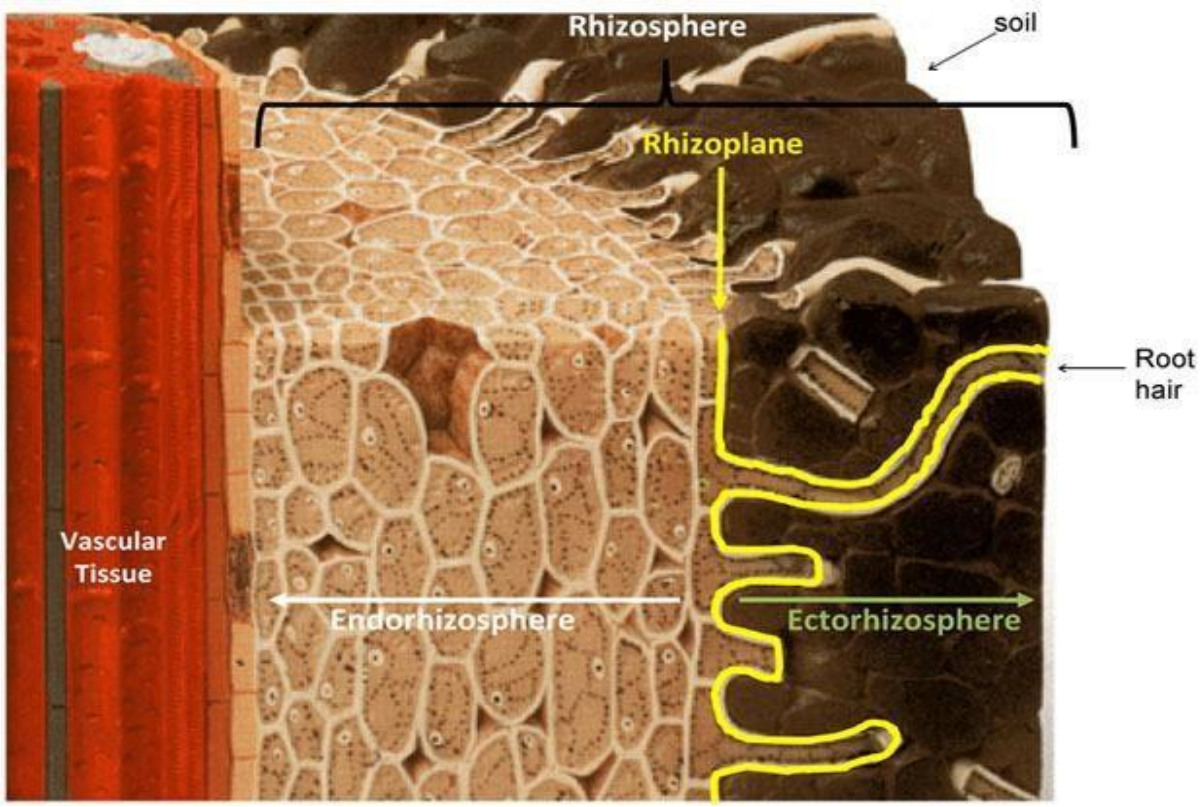


Figure 6 : Schéma d'un fragment de racine rhizosphérique. **[56]**.

I- 2.3 - Rhizodéposition :

Lynch et Whipps **[57]** définissent la rhizodéposition comme tout les éléments émis par le système racinaire, il s'agit des exsudats hydrosolubles ou non, des lysats, des cellules desquamées et des gazs (CO_2, l'éthylène,…).

Les racines peuvent exsuder de 10 à 250 mg de carbone /g de racine, soit 10 à 30 ٪ du carbone total fixé par la photosynthèse .Ces sources de carbone fournissent les nutriments et l'énergie nécessaire pour la microflore du sol, ayant pour conséquence la stimulation de la vie microbienne dans la rhizosphère **[58]**. Le système racinaire des plantes peut en effet exsuder dans le sol des molécules organiques diverses, leurs qualités ainsi que leurs quantité

dépendent étroitement de l'espèce végétale. Différents types de rhizodépôts peuvent être considérés :

1- Les exsudats:

Ce sont des molécules hydrosolubles de faibles poids moléculaires émises dans le sol, sans dépense énergétique. Cette diffusion passive s'effectue selon un gradient de concentration.

Les sites de libération sont présents sur l'ensemble des racines, au niveau des parois et au niveau des jonctions cellulaires, ces exsudats regroupent essentiellement des sucres, des acides organiques, des vitamines (B1, B2, B6, la thiamine, ….), et certaines hormones. **[57].**

2-Les sécrétions:

Les sécrétions sont généralement des enzymes telles que les invertases, les cellobiases, les phosphatases et les nucléases pour le maïs **[59]**, libérées dans le sol grâce à des processus actifs.

3- Le mucilage :

Le mucilage, d'aspect gélatineux, est produit aux apex racinaires suite à l'exocytose de vésicules golgiennes issues des dictyosomes et est également détectée au niveau des poils absorbants **[60].**

4- Les lysats:

Sont constitués des produits d'autolyse de cellules épidermiques desquamées. La dégradation microbienne des parois permet de libérer le contenu cytoplasmique de ces cellules suivie d'une colonisation dense de bactéries. **[61].**

5-Les gazes :

Les racines libèrent des composés volatils tels que le CO_2, l'éthylène (hormone végétale), des alcools (éthanol, méthanol) et des aldéhydes qui peuvent influencer à distance la germination des spores fongiques. **[62]**.

I-2.4- L'effet de rhizosphère :

La rhizosphère est un environnement écologique remarquable colonisé par de nombreux micro-organismes. Les communautés distinctes des micro-organismes sont associées aux systèmes racinaires de toutes les plantes supérieures **[63].** Ces êtres vivants sont requis dans le processus de la décomposition et le recyclage des nutriments dans la rhizosphère **[64]**. Par ailleurs, la communauté microbienne joue un rôle notable dans l'amélioration et la

stabilisation de la structure du sol. Plusieurs études ont montré que l'agrégation et la stabilité d'un sol dépendent de sa nature et de sa contenance en matière organique **[65]**. La matière organique produite par les racines a un effet direct sur la stabilisation des agrégats du sol et indirect sur la stimulation des activités microbiennes de la rhizosphère **[66]**. Les communautés microbiennes jouent aussi un rôle significatif dans l'état de santé des plantes, certaines sont nuisibles, d'autres sont bénéfiques et certaines ne semblent avoir aucun effet. De nombreuses interactions, bénéfiques (symbioses) ou non, voire délétères (pathogénie) sont observées entre plantes, bactéries et champignons du sol. Parmi les interactions bénéfiques aux plantes, on peut citer les symbioses fixatrices d'azote, les associations avec les bactéries promotrices de croissance ou de santé (phénomène de suppression de maladie), ou les interactions avec les champignons mycorhizogènes. Les effets délétères sont souvent liés à l'action de bactéries ou champignons pathogènes. Ils peuvent aussi être liés à des phénomènes de parasitisme végétal qui conduisent à l'impossibilité pour certains végétaux d'occuper le même espace de sol (effet d'inhibition de croissance de l'un des deux sur l'autre). Les protozoaires et nématodes qui se nourrissent sur des bactéries sont aussi concentrés autour des racines. Ainsi, la plupart des cycles des nutriments et des phénomènes de prédation se déroule dans la zone immédiatement adjacente aux racines ; siège d'une activité métabolique intense **[67]**.

I-2.4.1- Les rhizobactéries promotrices de la croissance des plantes:

Les rhizobactéries connues sous le terme PGPR stimulent directement la croissance de plantes en augmentant le prélèvement des éléments nutritifs du sol, en induisant et produisant des régulateurs de croissance végétale et en activant les mécanismes de résistance induite chez les végétaux. Elles stimulent indirectement la croissance des végétaux par leur effet antagoniste sur la microflore néfaste, en transformant les métabolites toxiques et en stimulant la nodulation des légumineuses par les *Rhizobia*. L'établissement de l'association PGPR-plante est primordial pour l'expression des effets bénéfiques. Les rhizobactéries sont les bactéries ayant la capacité de coloniser les racines de façon intense. Les bactéries non symbiotiques répondant à cette définition appartiennent à différents genres et espèces dont les plus étudiés sont : *Agrobacterium , radiobacter*, *Azospirillum* spp, *Bacillus* spp, *Pseudomonas* spp fluorescents **[68].**

Plusieurs études sur la relation PGPR/amélioration de l'absorption des nutriments ont conclu que l'application des inoculations bactériennes améliore considérablement l'absorption du N, P, et K. En outre, le processus d'inoculation avec *Azospirillum* et *Bacillus* spp. a montré

une nette accumulation de ces minéraux dans les tissus de la plante **[69].** Selon Dursun**[70]** *Burkholderia gladii*, *Psedomonas putida*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus megaterium* ont donné des teneurs élevées en minéraux en particulier N, K, P, Zn, Fe, Mn, Na, Ca, et Mg dans les feuilles de la roquette (*Eruca sativa*) par rapport au témoin.

I-2.4.2- Les symbioses fixatrices d'azote :

Les symbioses fixatrices d'azote jouent néanmoins un rôle écologique et agronomique très important. L'azote est en effet un élément fondamental du vivant, présent dans les acides aminés, les acides nucléiques, la chlorophylle, les hormones, les métabolites… C'est un élément très abondant sous sa forme gazeuse N_2, puisqu'il compose 78% de l'atmosphère terrestre. Cependant, cet azote moléculaire n'est pas utilisable par la plupart des organismes qui ne peuvent assimiler que l'azote combiné, sous forme d'ammonium (NH_4^+) ou de nitrate (NO_3^-). Le passage de l'azote moléculaire vers une forme combinée est ce qu'on appelle la fixation de l'azote.

Elle peut être réalisée via des procédés industriels, des processus naturels tels que les éclairs ou les éruptions volcaniques, mais aussi par la voie biologique, cette réaction étant catalysée par une enzyme appelée nitrogénase. La capacité de fixer l'azote (la diazotrophie) n'existe que chez les procaryotes. De nombreux diazotrophes tels que les bactéries du genre *Azotobacter* ou *Klebsiella* fixent l'azote atmosphérique à l'état libre, alors que d'autres vont réaliser cette fixation en association avec des plantes. Ainsi les plantes actinorhiziennes établissent une symbiose fixatrice d'azote avec les actinomycètes du genre *Frankia* et les plantes de la famille des légumineuses avec des bactéries du sol regroupées sous le terme de **rhizobia.**

I-2.4.3- Rizobia :

1 – Morphologie:

Du grec rhiza (qui signifie racine) et bio (vie), rhizobium signifie donc littéralement organisme vivant dans la racine. Ce sont des bactéries, aérobies et chimiotrophes du sol. Ce sont des organismes de petites tailles d'environ 0,5 à 0,9 micromètres de largeur et 1,2 à 3 micromètres de longueur. Les rhizobiums sont par ailleurs des bactéries gram négatives possédant soit un flagelle polaire ou 2 à 6 flagelles péritricheux pour leur déplacement. Ils sont capables d'entretenir une symbiose avec les plantes de la famille des légumineuses afin

d'amorcer la fixation de l'azote atmosphérique et sa réduction en ammonium. A quelques exceptions près, les rhizobiums sont tous quasiment des symbiontes obligatoires, car sont incapables de fixer l'azote atmosphérique à l'état libre dans le sol **[71]**.

2- Critères biochimiques :

Les rhizobiums sont des bactéries chimio-organotrophes; ils utilisent des carbohydrates relativement simples comme le glucose, le mannitol, le saccharose et des composés aminés.

Certaines espèces exigent des vitamines pour leurs croissances **[71]**. Les rhizobiums à croissance rapide peuvent croître dans une large gamme de carbohydrates, mais ils ont une croissance meilleure dans le glucose, le mannitol ou le saccharose. La majorité des souches à croissance lente préfère le pentose **[71]**. Les rhizobiums n'assimilent pas l'azote en dehors de la plante et ont besoin d'une source d'azote ammonical ou aminé pour se développer à l'état libre **[72]**.

3 - physiologie :

Le *Rhizobium* est un micro-organisme aérobie ou microaérophile et peut se contenter d'une faible tension en oxygène (pression de 0,01 atm).

Le pH optimum de la croissance se situe entre 6 et 7, plus exactement 6.8, mais certaines souches tolèrent un milieu acide (pH = 4) comme *Rhizobium japonicum.* La température idéale se situe entre 25-30ºC **[71]**.

4 - Caractères culturaux :

Deux groupes de rhizobiums, le premier comporte les rhizobia à croissance rapide qui produisent une turbidité dans le milieu liquide en 2-3 jours et une vitesse de dédoublement chaque 2-4 h. Le deuxième est le groupe des rhizobia à croissance lente, ce sont les *Bradyrhizobium*. Ils produisent une turbidité dans le milieu liquide dans 3-5 jours et ils ont une vitesse de dédoublement de 6-8 h **[71].**

Le yeast mannitol agar (YMA) est un des milieux solides les plus utilisés pour la culture de rhizobiums **[73].** Sur ce milieu les colonies apparaissent sous forme circulaire, blanche, opaque ou laiteuses, humides, translucides, elles peuvent être brillantes.

Les colonies jaunes sont pâles rencontrées surtout dans les cultures âgées **[71].**

Il est admis que seules les bactéries correspondant aux bactéries non différenciées en bactéroïdes sont capables de pousser sur boîte de Pétri **[74].**

5- Taxonomie des rhizobiums :

Les rhizobiums ont été traditionnellement assignés aux groupes taxonomiques sur la base des spécificités de l'hôte, c'est le concept d'inoculation croisée **[75]**.

Un groupe d'inoculations croisées peut être défini comme l'ensemble des souches de rhizobiums nodulants un groupe donné de plantes-hôtes **[76]**. Cette première classification comportait un seul genre, le genre *Rhizobium* avec six espèces qui sont *R. leguminosarum, R. meliloti, R. trifolii, R. phaseoli, R. lupiniand* et *R. japonicum*. Sur la base de la vitesse de croissance *in vitro*, les rhizobiums ont été ensuite reclassés dans deux genres :

Le genre *Rhizobium* correspondant aux souches à croissance rapide et le nouveau genre *Bradyrhizobium* pour les souches à croissance lente **[77].**

L'isolement de rhizobiums associés aux légumineuses, non prises en compte auparavant, a souvent conduit au bouleversement de la taxonomie des Rhizobia. Ces modifications constantes de la taxonomie ont conduit à la recherche des nouveaux critères à prendre en compte pour la description de nouveaux taxa **[77].** C'est ainsi qu'il a été proposé l'utilisation de la taxonomie polyphasique basée sur des techniques spécifiques (phylogénétiques, phénotypiques et génotypiques) pour définir les nouveaux groupes **[78]**;**[79]**.

Graham **[78]** proposent que toute modification de la classification des rhizobiums ne soit prise en compte qu'après avoir franchi un certain nombre d'étapes et de contrôles, parmi lesquels on note la description de l'espèce dans « International Journal of Systematic Bacteriology » et le dépôt de la souche-type dans une collection de souches internationalement reconnue, la description devant porter sur des caractères tels que les performances symbiotiques, les caractéristiques culturales et morphologiques, l'homologie ADN/ADN, l'hybridation ARN/ADN, le séquençage de 1'ARNr 16S, RFLP de l'ADN et la comparaison des profils isoenzymatiques.

La combinaison de ces techniques a révélé à la fois des diversités génétiques au sein des groupes bactériens qui avaient été considérés comme homogènes et des relations entre des groupes très éloignés **[77].** Sur cette base, la famille des *Rhizobiacées* incluse 6 genres qui

sont *Rhizobium, Sinorhizobium, Mesorhizobium, Allorhizobium, Azorhizobium* et *Bradyrhizobium* et connus collectivement sous le nom de Rhizobia **[80]**;**[77]**.

Plusieurs espèces bactériennes nouvelles, capables de noduler également, ont été décrites ces dernières années. *Methylobacterium nodulans*a été isolée à partir de *Crotalaria* spp **[81]** ; **[82]** ont décrit l'espèce *Ralstonia taiwanensis,* espèce de B-protéobactéria qui à été tirée des racines des *Mimosa.* **[83]** rapportent l'existence de *Burkholderia* spp qui peut noduler efficacement les racines du riz. *Devosia neptuniae*e st une autre nouvelle espèce, isolée à partir de *Neptunia natans* **[84].** *Blastobacter denitrificans* qui a été isolé à *Aeschynomene indica. Blastobacter* spp **[85]. [86]** ont mis en évidence que des bactéries de gamma-protéobactéria peuvent également noduler des racines de légumineues.

I-2.4.4 - Processus de nodulation

L'établissement de l'association symbiotique, la formation des nodules et la fixation de l'azote sont la conséquence d'une série d'interactions contrôlées par signaux moléculaires entre la plante et son hôte bactérien.

1 - Pré-échange de signal d'infection

Le processus de nodulation commence par un échange de signaux entre la plante hôte et la bactérie. En condition de carence en ions ammonium (NH_4^+), les plantes produisent des flavonoïdes (molécules signales) au niveau de leurs racines **[87].** Ce signal, une fois perçu par le rhizobium, induit l'expression de gènes *nod* codant pour les enzymes de synthèse de facteurs Nod (lipochitinooligosaccharides ou LCO) **[88].** Ceux-ci sont des signaux de nodulation ciblant le programme organogénétique de la plante **[87].** Les rhizobiums différents dans la structure de leurs facteurs de nodulation constituent un premier niveau de contrôle de la spécificité d'hôte **[89].**

2 - L'infection :

Les bactéries s'attachent aux racines par l'intermédiaire d'une molécule d'adhésion spécifique localisée à la surface des cellules, la rhicadhésine. Des lectines sont également impliquées dans l'adhésion mais elles participent à un degré moindre que la rhicadhésine **[90].** Les bactéries migrent vers l'extrémité des poils absorbants, s'y fixent et libèrent à leur tour des hormones (acides gibbérellique et indole-acétique) qui assouplissent la paroi cellulaire **[91].** Le rhizobium s'apprête alors à entrer dans la plante. Le facteur de nodulation induira une dépolarisation de la membrane, une fuite d'électrolytes et une oscillation de la concentration du calcium **[92].** Cette interaction induit une déformation du poil absorbant à 360° appelée

(crosse de berger). Seuls les jeunes poils absorbants peuvent être courbés pour entourer les cellules bactériennes **[93]**. En réponse le poil absorbant secrète une enzyme, la polygalacturonase, qui fragilise la paroi ; la pénétration des bactéries est ainsi facilitée **[91].** Cette pénétration se fait par un mécanisme d'invagination **[90].** Les cellules bactériennes entrent par un poil absorbant, perdent leur membrane externe et changent de forme, tout en produisant une cytokinine (sorte d'hormone de croissance) **[94]**.

3 - Développement du nodule et maturation des bactéroïdes :

Dans le poil absorbant, des vésicules golgiennes convergent vers le point de contact, forment un cordon amorphe contenant des mucilages limités par des fibrilles cellulosiques d'origine végétale ; c'est le filament d'infection **[91].** Ce cordon relie les cellules épidermiques aux cellules corticales. De là, l'organogenèse se poursuivra jusqu'à l'obtention d'un nodule **[92].** Arrivé dans la zone corticale, le cordon se ramifie et envahit la presque totalité de la racine. La zone corticale réagit par l'augmentation de taille mais aussi par la multiplication cellulaire activée par la libération de cytokinines bactériennes; un méristème se forme ou différencie une excroissance appelée nodule **[91].** Le temps de pénétration est de 5 heures chez le soja (pour un trajet de 70 ou 80 µm), de 17 heures chez le lupin, de 2 jours chez le pois **[95].** La communication entre les bactéries semble aussi jouer un rôle dans le développement des nodules **[96].** La dernière étape de la formation du nodule consiste en un relâchement des rhizobiums à partir des cordons d'infection à l'intérieur des cellules corticales suivi de la division et la différenciation des rhizobiums en cellules fixatrices d'azote reconnues sous le nom de bactéroïdes **[90].**

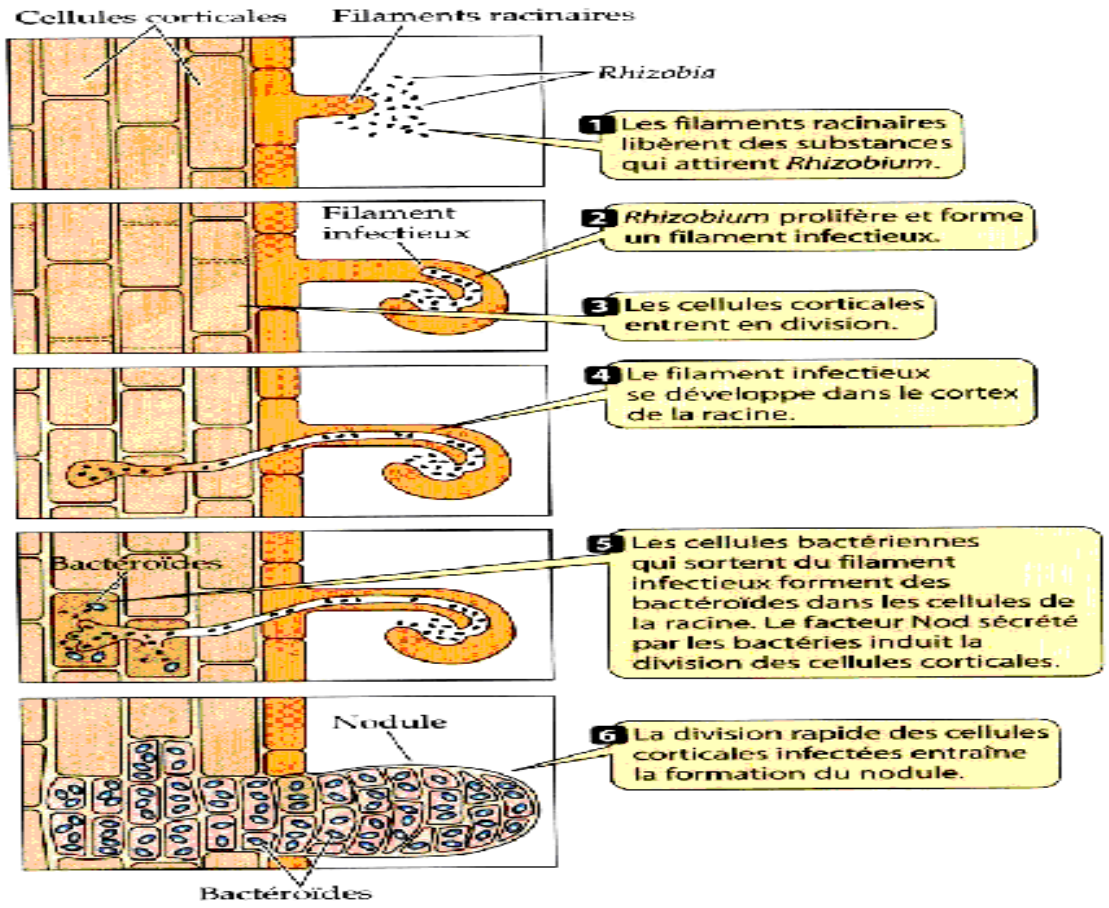


Figure 7: Développement des nodules sur les racines dans un cas de symbiose entre *Rhizobium* et une plante **[90].**

I-2.4.5. - Le genre *Sinorhizobium* :

Crée en 1988, ce genre regroupe les rhizobia nodulant le soja. Il comprenait à l'époque deux espèces, *Sinorhizobium xinjiangensis* pour les souches isolées de nodule de soja en Chine, et *Sinorhizobium fredii* anciennement *Rhizobium fredii* **[97].** Le genre a été remis en cause en même temps que la validité de l'espèce *Sinorhizobium xinjiangensis* par l'analyse des séquences de l'ADNr 16S. Du fait de sa proximité avec *Rhizobium meliloti*, l'espèce *Sinorhizobium fredii* a alors réintégré le genre *Rhizobium* **[98].** Six ans plus tard, le genre *Sinorhizobium* est réapparu avec deux nouvelles espèces, *Sinorhizobium saheli* et *Sinorhizobium lerangae* qui regroupent les souches isolées des espèces des genres *Acacia* et *Sesbania* au Sénégal **[99].** Les espèces *Rhizobium fredii* et *Rhizobium meliloti* trop proches génétiquement pour appartenir à deux genres différents, et également très proches de ces deux nouvelles espèces, ont finalement été reclassées dans le genre *Sinorhizobium* **[99].** D'autres espèces ont été également décrites: *Sinorhizobium medicae* associées aux espèces du genre

Medicago **[100],** *Sinorhizobium arboris* et *Sinorhizobium kosliense* isolées respectivement de *Acacia senegalis* et *Prosopis chilensis* **[101].**

I-2.4.6- Effets bénéfiques des rhizobiums :

Différents micro-organismes de la rhizosphère mettent en place des associations symbiotiques avec les plantes et stimulent leur productivité et leur diversité. Les associations les plus connues sont celles des bactéries fixatrices d'azote appartenant aux Rhizobiaceae. Les *Rhizobia* sont particulièrement bien étudiées, elles établissent des relations symbiotiques avec les plantes appartenant à la famille des légumineuses **[102].** Cette symbiose entre les *Rhizobia*et les légumineuses se caractérise par la formation sur les racines hôtes de nodosités dans lesquelles ces bactéries se logent [**103]**; **[104]**; **[105]**. L'association symbiotique permet aux *Rhizobia* de bénéficier d'un micro-habitat favorable dans lequel ces bactéries ont accès aux substrats carbonés issus de la photosynthèse. En échange, les bactéries réduisent l'azote atmosphérique en ammonium et le rendement, ainsi, directement assimilable par les plantes-hôtes. Les bactéries fixatrices d'azote sont des régulateurs importants de la productivité des plantes incapables d'utilises l'azote atmosphérique sans ces microorganismes

I-2.4.7- les mycorhizes :

I-2.4.7.1-Définition :

Le terme "Mycorhize" définit une association symbiotique entre les racines d'une plante et certains champignons du sol. Littéralement, il veut dire "champignon/racine" du grec **mukês** : champignon, et **rhiza** : racine). Les champignons se développent aussi bien à l'intérieur des racines qu'autour d'elles en formant un réseau de filaments qui amplifie considérablement la surface du contact entre les racines et le sol.

I-2.4.7.2- Taxonomie des champignons mycorhiziens:

Au cours des 40 dernières années, la taxonomie et la systématique des gloméromycètes a fait l'objet de recherches intensives et a subi des changements radicaux. C'est en 1845 que les premières espèces de *Glomus*, *Glomus microcarpus* et *Glomus macrocarpus*, ont été décrites par les frères Tulasne. Les classifications qui ont suivi étaient essentiellement basées sur les caractères morphologiques des spores, leur formation, la structure de leur paroi et plaçaient les différentes espèces décrites dans le phylum *Zygomycota* **[106].** C'est finalement en 2001, grâce à une phylogénie basée sur une analyse des séquences codant la petite sous unité

d'ARN ribosomique, que Schübler montre que les CAM appartiennent à un clade monophylétique : les *Glomeromycota* **[107].** Il montre par ailleurs que ce clade n'est pas apparenté au Zygomycètes mais possède probablement un ancêtre commun avec les Ascomycètes et les Basidiomycètes. En 2010, Schüler et Walker séparent le genre *Glomus* en trois nouveaux genres : *Funneliformis*, *Sclerocystis*, et *Rhizophagus* dans la famille des *Glomeraceae* **[108]**; [**109].** Plus de 150 espèces sont décrites au sein du clade des *Glomeromycota* dont une partie est probablement redondante. Toutes les espèces de champignons AM appartiennent donc à un seul clade, celui des *Glomeromycota*, dans lequel on retrouve également *Geosiphon pyriforme*, un champignon peu connu qui forme une symbiose avec une cyanobactérie du genre *Nostoc* **[110]** Le phylum *Glomeromycota* est composé de 3 classes : les Glomeromycètes, les Archéosporomycètes et les Paragloméromycètes.

I-2.4.4.3 - Types de mycorhizes :

Selon la morphologie, on distingue différents types de mycorhizes (figure 08) **:**
a- Les ectomycorhizes (du grec ektos : à l'extérieur) chez lesquelles les champignons se développent essentiellement autour de la racine, en formant un manchon mycélien ; de ce manteau part un réseau d'hyphes qui se développe entre les cellules corticales de la racine (réseau de Hartig) sans jamais entrer à l'intérieur de ces dernières. Ce type d'association est représenté surtout chez les essences forestières des régions tempérées et de la forêt boréale, mais il a été décrit aussi chez quelques espèces tropicales de la famille des Dipterocarpaceae, Euphorbiaceae, Cesalpiniaceae, Myrtaceae et Fagaceae **[111].** Les champignons ectomycorhiziens appartiennent surtout aux Basidiomycètes (Bolets, Russules, Laccaire, etc) mais aussi aux Ascomycètes (*Tuber*, *Elaphomyces*, etc) et rarement aux Zygomycètes (Endogone).

Les ectendomycorhizes caractérisées à la fois par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et intracellulaires ; elles se rencontrent chez les Arbutacées, les Monotropacées et sont formées par des Basidiomycètes (*Cortinarius, Boletus*, etc) **[112].**

b- Les endomycorhizes (du grec endon : à l'intérieur) sont caractérisées par l'absence de manchon mycélien externe et par la pénétration des hyphes fongiques dans les cellules corticales**.** Trois types sont rencontrés :

b1- Les endomycorhizes des Orchidées et des Ericacées formées respectivement par des Basidiomycètes et des Ascomycètes de la famille des Pezizaceae ; dans ces deux cas, le mycélium forme des pelotons à l'intérieur des cellules du parenchyme cortical.

b2- Les endomycorhizes des Cistacées où les pénétrations endocellulaires prennent une forme coralloïde ; les champignons symbiotiques responsables appartiennent aux Ascomycètes hypogés, de la famille des Terfeziaceae.

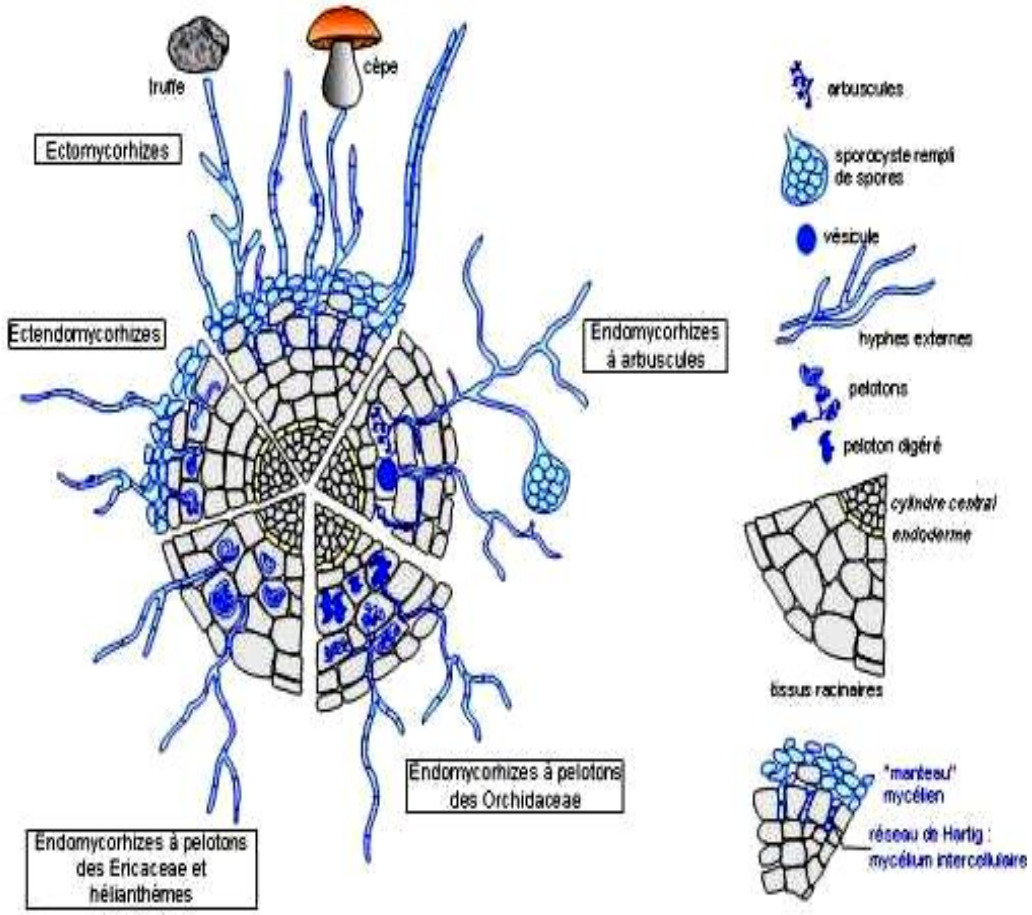


Figure 8 : Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de la racine **[113].**

I-2.4.4.4- Symbiose mycorhizienne:

Le mot symbiose fut utilisé pour la première fois par l'allemand Frank **[114]** pour qualifier la coexistence d'organismes différents. Les symbioses mutualistes, où les partenaires coexistent activement d'un point de vue physiologique, écologique et reproductif **[115]** furent pendant longtemps jugées peu importantes dans les processus écologiques **[116].** Il est actuellement admis que la symbiose mycorhizienne est une association obligatoire et à bénéfice réciproque entre une racine de plante et un champignon. Dès le 19ème siècle, les mycorhizes ont fait l'objet de descriptions et d'études de distribution de part le globe. La presque totalité des plantes vertes terrestres vivent en symbiose mycorhizienne. Seuls des membres de quelques familles en sont quelques fois dépourvus, par exemple, les crucifères et les chénopodiacées **[117].**

Indépendamment du type de mycorhize, diverses fonctions sont modifiées généralement par la présence des mycorhizes : l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, les activités hormonales, la protection contre les organismes pathogènes.

a- Absorption de l'eau et des éléments nutritifs :

L'absorption de l'eau et des éléments nutritifs constitue la toute première fonction attribuée aux mycorhizes, notamment l'absorption des éléments peu mobile du sol, comme le phosphore, qui est un des éléments nutritifs les plus importants pour la croissance des plantes car il intervient dans de nombreux processus métaboliques : biosynthèse des acides nucléiques et des membranes, photosynthèse, respiration et régulation des enzymes, c'est aussi l'élément dont la concentration dans la plante est la plus fortement augmentée par la symbiose endomycorhizienne [**118]**; **[119].**

Cependant, généralement, l'intensité de la colonisation racinaire par les champignons symbiotiques est réduite quand le niveau de phosphore augmente dans le sol et devient ainsi directement disponible pour la plante **[120].**

Cette efficacité accrue dans l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs vient d'abord de l'augmentation de la surface de contact entre le mycélium fongique et la solution du sol. Les hyphes extraradiculaires minces des champignons pénètrent dans le sol sur une large région et peuvent l'exploiter plus efficacement que les racines des plantes **[121].** Ces CMA augmentent

aussi la résistance des plantes au stress hydrique [**122]**; [**123**] par un signal déclenché qui peut assurer une fermeture plus rapide des stomates, qui prévient une flétrissure irréversible.

Les hyphes ont aussi la possibilité d'acquérir d'autres minéraux peu mobiles dans le sol comme l'azote, le soufre, le calcium, le magnésium, le potassium, le zinc et le cuivre.

b - Activités hormonales :

L'action globale des hormones produites par le champignon affecte le port général de la plante, dont la croissance des parties aériennes est souvent favorisée par rapport à celles des racines. Le champignon pour ainsi dire remplace partiellement les racines et cela à un moindre coût énergétique.

c - Protection contre les organismes pathogènes :

Dans la nature, les plantes sont continuellement soumises à des agressions de la part des bactéries, de champignons, de nématodes, d'insectes et de maladies fongiques. Il a été prouvé expérimentalement que les plantes inoculés avec des champignons mycorhiziens à arbuscules sont plus résistantes aux attaques de champignons pathogènes et l'exposition à des toxines du sol **[124]; [125]; [126].** Ces champignons mycorhiziens peuvent intervenir de deux façons et à deux endroits pour protéger les racines contre les champignons pathogènes : dans la rhizosphère et dans les tissus racinaires.

A l'échelle de la rhizosphère et surtout de la mycorhizosphère, l'espace entourant immédiatement le mycorhize, les micro-organismes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme, ce qui a pour effet d'établir une flore microbienne diversifiée et équilibrée.

Dans cet environnement, les propagules des champignons pathogènes ne parviennent pas à proliférer et leur nombre reste toujours relativement faible.

Le second mécanisme permettant aux plantes mycorhizées de mieux résister aux maladies est lié à des modifications des activités physiologiques dans la racine. Les plantes agressées par un agent pathogène réagissent en produisant des substances antibiotiques contres ces organismes **[117].**

Matériels et Méthodes

II-Matériel et Méthodes :

II-1-Matériel :

II-1-1-Les plantes hôtes :

II-1-1.1-*Avena sterilis*:

Les plants d'avoine utilisées dans ce travail ont été semis précédemment à partir des grains d'avoine sauvage *Avena sterilis* en pots et après 3 mois de culture en laboratoire sous des conditions contrôlées nous avons obtenus des plantes hôtes pour réaliser l'isolement le mycorhize (Figure 9).



Figure 9 : Plants d'*Avena sterilis* âgées de 3 mois cultivé en laboratoire.

II-1-1.2-*Medicago truncatula*:

Les plantes de *Medicago truncatula* ont été semées après semis des grains dans des pots de culture durant 3 mois (*M. truncatula* a un cycle de vie court qui varie de 2 à 3 mois). Dans un sol argileux (cette espèce prédomine au niveau des stations sèches, des sols lourds, marneux ou argileux). Comme toutes les légumineuses sa principale caractéristique biologique est la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique (Figure 10).



Figure 10: Plants de *Medicago truncatula* âgées de 3 mois cultivé en laboratoire.

II-1-2-Les milieux de culture, la solution tampon et les réactifs utilisés :

Les milieux de culture, la solution tampon et les réactifs utilisés figurent en Annexe 2.

II-1-3-Le sol

Le sol utilisé est un sol brun, peu lessivé. Il provient d'une parcelle de la station expérimentale (de Benchicao) de Médéa, qui se situe à la partie Nord de la région de Titteri.

Fiche parcellaire

Les principales caractéristiques de la parcelle d'échantillonnage sont reportées dans la fiche parcellaire.

- **lieu de prélèvement** : station expérimentale (Benchicao-Médéa) ;
- **code de la parcelle** : B ;
- **date de prélèvement** : 01-12-2016 ;
- **surface de la parcelle** : 33 m^2 (5,5 m x 6 m) ;
- **nombre d'unités** : 01 seule (homogène) ;
- **profondeur** : entre 1-10 cm ;
- **coordonnées Lambert** :

. **Longitude** : X= 2°23′16 ″E (E : Est) ;

. **Latitude** : Y= 35°54′31″ N (N : Nord) ;

. **Altitude** : Z= 1187 m.

•**critère d'unité** :

Couleur : brune ; **Texture** : homogène ; **Charge caillouteuse** : petite-homogène ;

• **structure du sol** : polyédrique ;

• **type de la dernière fertilisation** : organique (fumure naturelle)

• **date de la dernière fertilisation** : Mars 2015;

• **culture précédente** : aucune culture depuis 2015.

II-1-4-Le cultivar de blé

Les semences que nous avons utilisées provenaient d'un lot de semences certifiées et non traitées du cultivar de blé dur *T. durum* var. Waha (Figure 11) ; sa qualité, en fait un produit demandé sur le marché national.

Les principales caractéristiques de ce cultivar sont les suivantes **[127]**:

• **Caractéristiques morphologiques**

- Compacité de l'épi : demi-lâche, à compact.

-Couleur de l'épi : clair ambré à roux.

-Hauteur de la plante à la maturité : 80-90 cm.

• **Caractéristiques culturales**

-Alternativité : hiver. -Cycle végétatif: précoce. -Tallage **:** moyen à fort.

•**Résistance :**

-au froid : tolérante. -à la verse : résistante.

-à la sécheresse : sensible. -Egrenage : résistante.

-Sensible aux gelées printanières.

-Résistance aux maladies

•Rouille jaune : tolérante.

• Rouille brune : tolérante.

• Rouille noire : tolérante.

• Septoriose: moyennement résistante.

• Piétin à la verse : résistante.

• Piétin échaudage : sensible.

• Oïdium : résistante.

• Fusariose : moyennement résistante.

•**Conditions techniques**

Dose de semis (kg/ha) : 100-120.

Fertilisation (en unités/ha).

-azotée: 46-90. -phosphatée: 46-90. -potassique: 46.

• **Productivité**

Rendement en grain optimal : 45qx/ha.

• **Caractéristiques qualitatives :**

- Poids de mille grains (PMG) : moyen

-Qualité semoulière : assez bonne

-Mitadinage: résistante

-Moucheture : résistante



Figure 11: Semences de *T. durum* var.Waha utilisées dans les essais.

II-2-Méthodes

II-2-1-Méthodes appliquées aux micro-organismes :

I I-2-1.1- Isolement des spores de *Glomus* sp et préparation de l'inoculum:

Les spores de *Glomus* sp ont été extraites par la méthode de Redon**,** dans une solution de saccharose à 500 $g.L^{-1}$ à partir de cultures pièges maintenues au laboratoire 1 g de substrat de ces cultures (racines d'*Avena sterilis*) sont mélangés à 5 ml de solution de saccharose 500 $g.L^{-1}$ dans un tube à centrifugation. Après une agitation manuelle énergique, la suspension est centrifugée à 2500 rpm à 10°C pendant 3 min. Le surnageant contenant racines et spores est filtré sur tamis fin (porosité 50 µm) et rincé à l'eau du robinet. Le refus du tamis est récupéré sur papier filtre et papier absorbant puis remise dans une solution d'eau physiologique stérile à une température ≤ 4 °C **[128]**, le dénombrement a été faite à l'aide d'une lame de Malassez à raison de 10^6 spores/ml d'inoculum (Annexe 3), l'identification de l'isolat a été faite par une analyse et observation microscopique directe.

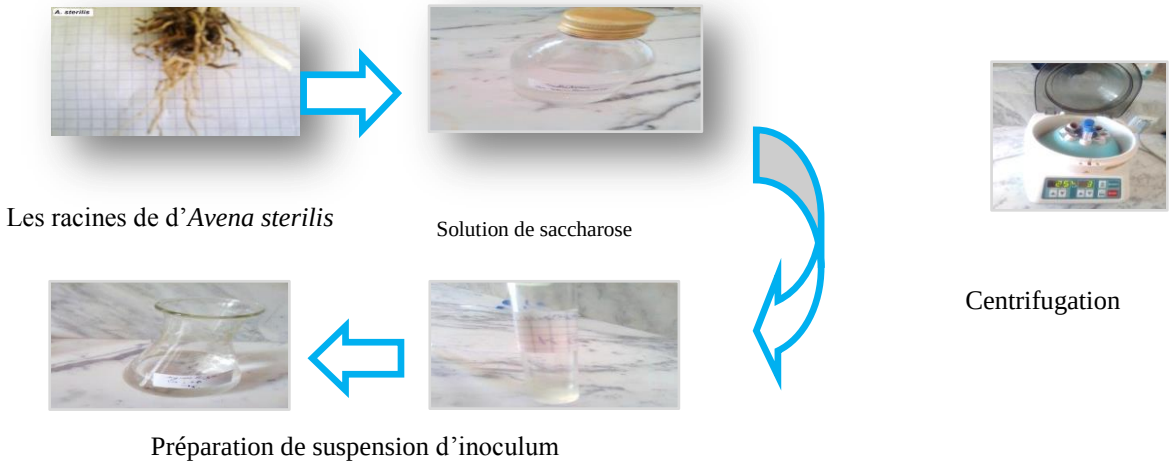


Figure 12: schéma représente les déférentes étapes de préparation d'inoculum mycorhizien.

II-2-1.2-Isolement et préparation de l'inoculum bactérien :

II-2-1.2.1- Stérilisation des nodules :

La technique classique d'isolement des souches de *Rhizobium* décrite par Cleyet-Marel **[129]**. Les nodules roses (la pigmentation rose révèle la présence de la lég-hémoglobine), récupérés à partir des racines de la *Medicago truncatula* sont stérilisés superficiellement par immersion dans l'éthanol à 95° durant 30 secondes, puis dans une solution de l'hypochlorite de calcium à 0,1 % pendant deux minutes pour éliminer le plus de bactéries possibles de la surface nodulaire. Ensuite sont rincés 10 fois à l'eau distillée stérile (toutes les manipulations microbiologiques sont effectuées dans des conditions stériles).

II-2-1.2.2- Isolement :

Cinq à six nodosités sont broyées dans 1 ml d'eau physiologique stérile, il faut bien écraser les nodules afin d'obtenir une suspension laiteuse.

Une dilution de 10^{-1} du broyat obtenu est réalisée, en mettant dans un tube 0,1 ml de broyat et 0,9 ml d'eau physiologique stérile. On dépose 0,5 ml de la dilution précédente sur des boites de Petri contenant le milieu YEMA puis on étale la goutte déposée. Les colonies apparaissent après 3 à 7 jours d'incubation à 28°C dans des conditions aérobies. La pureté des souches est vérifiée par repiquage successif sur milieu YEMA.

Le dénombrement a été faite à l'aide d'une lame de Malassez à raison de 10^{6} germe/ml d'inoculum (Annexe 3), L'identification de la bactérie *Sinorhizobium* a été faite en trois étapes : Analyse des caractères macroscopiques (forme, relief, odeur, contour, taille et couleur) ; Analyse

des caractères microscopiques (coloration de Gram, forme des germes) et analyse des caractères biochimiques (API 20E, API 20 NE, réactif approprié (Biomérieux®, France) qui ne sont pas faite à raison de manque du matériel au laboratoire.

Il est à noter que toutes les manipulations microbiologiques sonteffectuées dans des conditions stériles c'est-à-dire autour de la flamme du bec Benzene et sous hotte à flux laminaire ou dans la zone stérile de bec Benzène.

II-2-1.2.3- préparation d'inoculum :

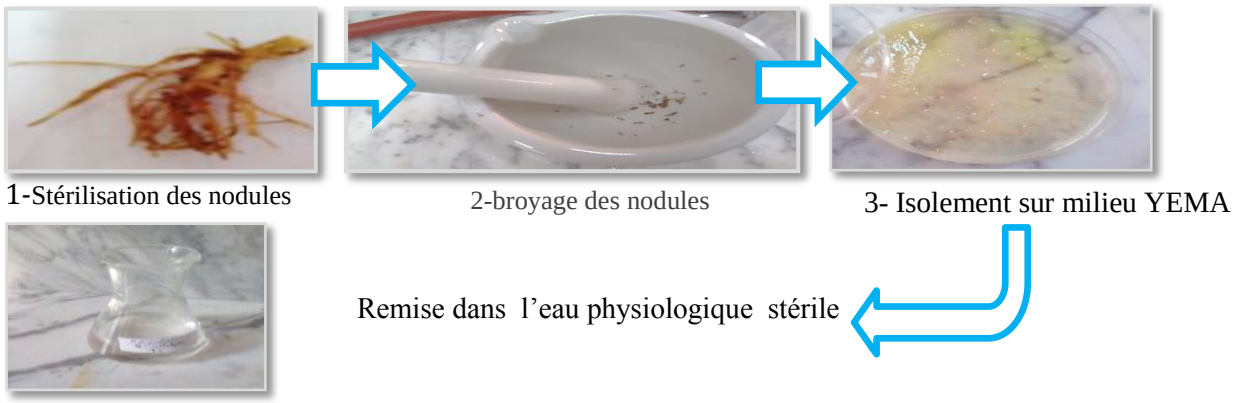


Figure 13: schéma représente les déférentes étapes de préparation d'inoculum bactérienne.

II-2-2-Méthodes appliquées au sol :

II-2-2.1. Prélèvement des échantillons et caractérisation physico-chimique du sol:

Les échantillons de sols sont prélevés à partir d'un mélange de 20 prélèvements effectués à l'intérieur de l'unité homogène sur une surface de 30 m^2 (parcelle homogène) suivant le modèle en zig-zag **[130].** Des échantillons de terre ont été prélevés à une profondeur n'excédant pas 10 cm après élimination de la partie superficielle (1cm environ). Après le mélange de la terre, nous avons prélevé la quantité nécessaire destinée aux analyses physico-chimiques (500 à 1000g de terre). L'échantillon est transporté au laboratoire dans un récipient prévu à cet effet. Les analyses de caractérisation physico-chimique du sol a été faite au laboratoire de pédologie de l'ENSA (Ecole Nationale Supérieur d'Agronomie) par le groupe des ingénieurs et des techniciens de laboratoire.

II-2-3-Méthodes appliquées au cultivar de blé :

II-2-3.1-Détermination de l'histogramme de fréquences de poids de 1000 graines :

Les graines de blé dur peuvent être caractérisées par leur poids, leur dimension, leur forme ainsi que leur densité. Dans le cas présent, nous avons utilisé le poids des graines

comme caractéristique essentielle. Les semences non tachées de physionomie normale sont pesées et réparties en classes de poids variant de **10** à **100 mg**. Le poids des semences utilisé est celui dont la fréquence est la plus élevée. L'utilisation des semences de même poids permet l'obtention des lots de plantules homogènes pour la croissance et l'exsudation.

II-2-3.2-Stérilisation des graines : Après avoir été calibrées, les graines de la classe modale sont stérilisées avant leur emploi. La stérilisation sert à éliminer les micro-organismes apportés par les semences de blé. Les graines sont trempées dans différents bains selon le protocole suivant **[131]** , Ethanol 50% pendant 5 min, Hypochlorite de calcium 20% pendant 10 min et rincées 2 fois à l'eau distillée stérile entre chaque bain.

II-2-3.3-Inoculation des semences :

Le choix du mode d'inoculation détermine son efficacité, car l'environnement physico-chimique dans lequel se trouvent les cellules bactériennes et le mycorhize, détermine leur devenir et leur survie. L'inoculum peut être apporté par bactérisation ou inoculation des semences. Les inoculums bactériens et mycorhiziens ont été produits précédemment ont été mises en suspension dans 500 ml d'eau physiologique stérile.

II-2-3.4-Quantité d'inoculum apportée par semence : Nous avons utilisé un volume de 1mL de la suspension bactérien/grain a une concentration de 10^6 germes/ml **[132]**.

II-2-3.5-Réalisation de la culture *in vitro* (Test de germination) :

La détermination de la capacité de germination permet de connaître la potentialité de germination des graines semées pour éclairer la notation de levée.

Ce test a porté sur un échantillon de 400 graines de blé dur *T. durum* var.Waha prélevées à partir de **la classe modale**. Sur ce prélèvement, nous avons compté 4 fois 25 graines qui seront préalablement désinfectées, puis déposées dans un support minéral (Vermiculite sec et stérile (annexe 2)) à fond plat (des boîtes de Pétri). (100 gaines pour chaque traitement ; T_0 : témoin aspergé avec l'eau physiologique, T_1 : traitement d'inoculation avec *S. meliloti*, T_2 : traitement d'inoculation avec *Glomus sp*, T_3 : traitement de Co-inoculation avec *S. meliloti*+ *Glomus sp*). Les graines inoculées y seront déposées en ligne en les espaçant suffisamment pour éviter toute contamination éventuelle d'une graine malade

vers une graine saine (5 lignes de 5 graines espacées de 1cm entre chaque graine). L'humidité du dispositif doit être maintenue (à vérifier quotidiennement) (Figure 14).

Les boîtes seront placées à une température de 20 à 22°C, dans un local indifféremment clair ou obscur. Pour calculer le pourcentage de germination, nous avons procédé à un comptage des graines germées, par rapport au nombre total des graines **[133]**. La graine a germé quand l'enveloppe est percée par la radicule.

La faculté germinative **FG (pouvoir germinatif PG)** (exprimée en %) est donnée par :

$FG = \frac{N}{100}.100$ **N** : Nombre des graines germées ; **100** : Nombre total des graines

Tableaux II : Mise en place de l'expérience de la culture *in vitro* du blé dur *T. durum* var.Waha traité par inoculation et Co-inoculation des deux micro-organismes *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp par aspersion.

		Traitement			
		T_0	**T_1**	**T_2**	**T_3**
Répétitions	**R_1**				
	R_2				
	R_3				
	R_4				

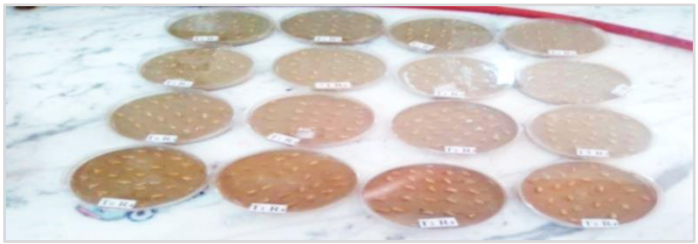


Figure 14: l'expérience de la culture *in vitro* du blé dur *T. durum* var.Waha.

R : répétition ; $\mathbf{T_0}$: traitement contrôle ; $\mathbf{T_1}$: traitement *S. meliloti* ; $\mathbf{T_2}$: traitement *Glomus* sp ; $\mathbf{T_3}$: traitement combiné *S. meliloti* + *Glomus* sp.

II-2-3.6-Réalisation des cultures :

II-2-3.6.1- transplantation des jeunes germinations:

Avant transporter les jeunes plantules, le sol prélevé est séché au laboratoire, débarrassé des cailloux et débris végétaux, tamisé à 2mm (maille ronde) puis réparti (200 g) dans des pots de culture (8,5 cm de longueur, 8 ,5 cm de largeur, 11,5cm de hauteur), à raison de 6 graines/pots. Les graines ont été semées à 2cm de profondeur et en 4 répétitions. Chaque pot de culture a reçu, au moment du semis, 6 grains germées et traitée avec la suspension bactérienne (transplantation des jeunes plantules inoculées et germées sur la vermiculite). Le traitement contrôle est constitué de graines de blé graines mais aspergées par l'eau physiologie stérile.

II-2-3.6.2- Conditions climatiques :

Les pots ont été placés dans un laboratoire de la faculté des sciences (université de Médéa) sous:

-une photopériode de16 heures de jours et 8 heures de nuit.

-une température de 25°C le jour et 18°C la nuit.

-un éclairement homogène.

-Il est important de maintenir dans le sol, un niveau d'humidité suffisant et constant. Pour cela, la quantité d'eau apportée dans chaque pot en début d'expérience, représente une humidité équivalente à 60% de la capacité au champ (CAC) **[134]**. Chaque jour, les pots sont pesés et la perte en eau est compensée par arrosage.

II-2-3.6.3- Dispositif expérimental : L'essai a été mis en place suivant un dispositif expérimental entièrement randomisé PER (plan expérimental entièrement randomisé).

a- Principe de l'expérimentation (PER) :

Le choix de PER repose sur le fait qu'il y a deux niveaux pour le premier traitement (T_0-T_1) en combinaison factorielle avec 2 niveaux du deuxième traitement (T_1-T_2) ce qui donne

les 4 traitements T_0, T_1, T_2, T_3 (T_1+T_2) **[135]**.La disposition de toutes les parcelles est totalement tirée au hasard dans le cadre de l'essai. Toutes les parcelles doivent être influencées de la même façon par les facteurs externes à l'essai. Chaque traitement est multiplié par le nombre de répétitions souhaité **[136]**. Pour les essais simples, le nombre de répétitions ne doit pas être inférieur à 4. La précision est d'autant meilleure qu'il y a davantage de répétitions, et il ne faut pas dépasser 6 répétitions **[135]**.

b- Déroulement et présentation schématique :

L'essai de culture en pots comporte : Quatre traitements (T=4), répétés quatre fois (r=4). T_0 = Témoin ; T_1 = Traitement d'inoculation par *S. méliloti* ; T_2 = Traitement d'inoculation par *Glomus* sp ; T_3 = Traitement de Co-inoculation par les deux espèces. Le nombre total des parcelles expérimentales (n) : n= T × r = 4 × 4 = 16 parcelles. Chaque parcelle ayant 6 graines. Les pots ont été placés de manière à laisser une distance de séparation de 10 cm entre les parcelles. Les 4 traitements sont rangés ci-dessous avec leur ordre d'apparition qui correspond au numéro de la parcelle comme indiqué dans le Tableau III et Figures 15 et 16.

TableauIII : Disposition des traitements dans 16 parcelles.

Traitements	T_0	T_3	T_1	T_2	T_2	T_1	T_0	T_3	T_1	T_0	T_3	T_2	T_2	T_3	T_0	T_1
Ordre d'apparition	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16

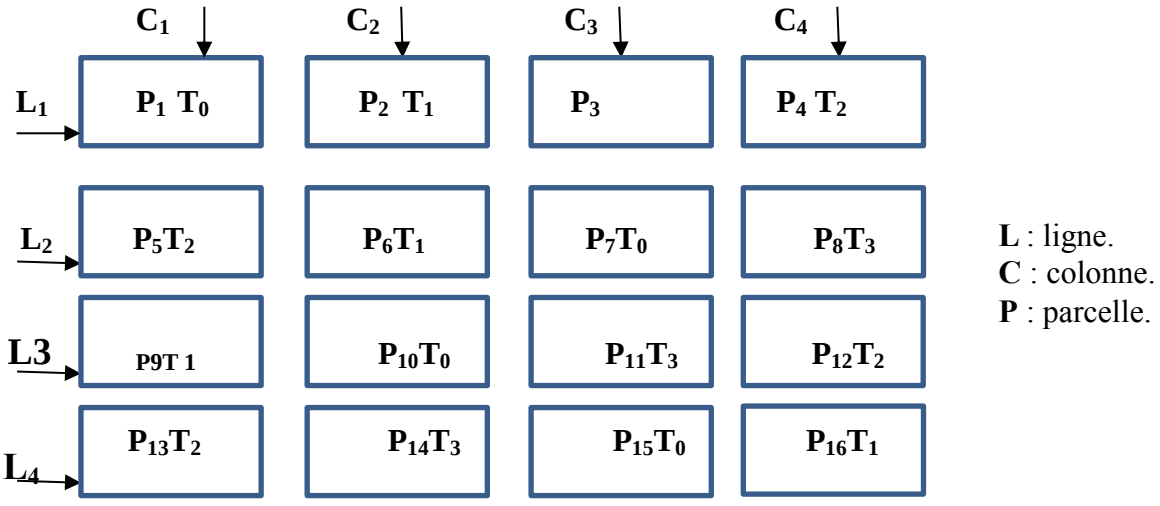


Figure 15: Représentation schématique du PER comportant les quatre traitements répétés quatre fois.



-a- **- b-**

Figure 16 : Plan représentant **a)**-l'agencement des pots de l'essai en premier jour de transplantation des semis en pots (stade 1ère feuille) ;**b)**-fin de l'expérience (stade 3éme feuille).

II-2-3.7-Étude des paramètres de croissance de blé :

II-2-3.7.1-Analyse biométrique de croissance :

Les mesures et les comptages sont réalisés sur un échantillon formé de 3 plants par parcelle élémentaire. 12 plants par traitement sont prélevés. Les prélèvements ont été effectués au troisième stade de développement des plantes (3ème feuille).

II-2-3.7.1.1-Mesure de la longueur de la partie aérienne (LPA) :

La longueur de la partie aérienne est mesurée à l'aide d'une règle graduée. Les résultats sont exprimés en centimètre **[137]**.

II-2-3.7.1.2-Mesure de la longueur de la racine principale (LRP) :

La longueur du système racinaire a été déterminée à partir du collet jusqu'à l'extrémité la plus longue des racines principales **[137]**. Cette longueur est mesurée à l'aide d'une règle graduée. Les résultats sont exprimés en centimètre.

II-2-3.7.1.3-La surface foliaire (SF) :

La SF est estimée à partir d'un échantillon de 3 feuilles, dont on mesure la longueur totale et la largeur moyenne. La surface foliaire est déduite par la formule : SF (cm^2) = 0.606 (L × l) où L = Longueur totale des 3 feuilles, l = largeur moyenne des 3 feuilles et 0.606 = coefficient de régression reliant la surface des feuilles photocopiées sur papier grammage sur celle déduite par le produit L × l **[138]**.

II-2-3.7.1.4-le poids spécifique foliaire (PSF) :

Le PSF est calculé par le rapport du poids sec (PS) de l'échantillon de 3 feuilles sur la surface foliaire (SF) : PSF (mg. cm^{-2}) = PS/SF [**138]**.

3.7.1.5-Mesure du poids sec de la partie aérienne (PSA) et racinaire (PSR) :

A la fin de l'essai, les plants ont été déportés et les racines extraites par lavage à l'eau. La partie aérienne a été sectionnée de la partie racinaire, puis les deux parties ont été mises séparément à l'étuve à 85°C pendant 48h. La pesée a été réalisée à l'aide d'une balance de précision (1/1000) **[138]**.

II-2-3-7-Analyses statistiques :

Chaque variable, mesurée ou calculée, est analysée indépendamment pour chaque essai. Une analyse de variance multifactorielle ANOVA (pour un dispositif " randomisation total " a été faite pour chaque paramètre étudié) permet d'évaluer l'effet des facteurs" inoculation et Co-inoculation" sur ces variables. Nous avons commenté les effets de chacun des traitements bactérien et mycorhizien par rapport au traitement témoin. L'effet répétition est également mesuré. Ceci permet de savoir si, au niveau de l'essai, les répétitions ont répondu différemment aux facteurs. La comparaison des niveaux des facteurs est faite au risque de 5% et 1%. Le logiciel utilisé dans le traitement des données est Excel 2007. Les étapes de cette analyse sont globalisées dans les calculs suivants :

a-Résultats parcellaires : Les résultats de chaque parcelle globalisent les données statistiques qui figurent dans le Tableau IV.

Tableau IV : Résultats parcellaires des différentes variables mesurées.

Répétitions	Traitements				XB
	T_0	T_1	T_2	T_3	
1 2 3 4	x_1 x_5 x_9 x_{13}	x_2 x_6 x_{10} x_{14}	x_3 x_7 x_{11} x_{15}	x_4 x_8 x_{12} x_{16}	X B_1 X B_2 X B_3 X B_4
XT	XT_0	XT_1	XT_2	XT_3	X
$\bar{x}T$	$\bar{x}T_0$	$\bar{x}T_1$	$\bar{x}T_2$	$\bar{x}T_3$	$\bar{x}$

***x* :** résultat parcellaire.

X: total des résultats parcellaires

$\bar{x}$ **:** Moyenne générale de l'essai

XB : total des résultats d'une répétition

XT : total des résultats d'un traitement

b- Calculs de base :

b.1-Somme des carrés des résultats parcellaires : $\sum x^2 = (x_0^2) + (x_1^2) \dots (x_{16}^2)$

b.2-Somme des carrés des totaux des répétitions $\sum X\mathrm{B}^2 = XB_1^2 + XB_2^2 + XB_3^2 + XB_4^2$

b.3 – Moyenne pour une parcelle de la somme des carrés des répétitions $= \frac{\sum x_B^2}{kT}$

KT : nombre de traitements = 4.

b.4- Somme des carrés des totaux des traitements : $\sum x_T^2 = XT_0^2 + XT_1^2 + XT_2^2 + XT_3^2$

b.5-Moyenne pour une parcelle de la somme des carrés des traitements $= \frac{\sum XT^2}{KB}$

KB : nombre de répétitions= 4**.**

b.6- Terme correctif $= \frac{x^2}{N}$

N : nombre total de parcelles = KB × KT = 16.

c- Calcul des sommes de carrés (S.C.) :

1. S.C. Total $= \sum X^2 - \frac{x^2}{N}$
2. S.C. répétitions $= \frac{\sum x_B^2}{kT} - \frac{X^2}{N}$
3. S.C. traitements $= \frac{\sum XT^2}{KB} - \frac{X^2}{N}$
4. S.C. erreur = S.C total – (S.C répétitions + S.C. traitements))

d- Calcul des degrés de liberté d.d.l :

1. d.d.l. total = N-1=15
2. d.d.l. répétitions = KB -1=3
3. d.d.l. traitements = KT-1=3
4. d.d.l. erreur = (KB -1) (KT-1)=9

e- Calcul des variances :

1. Variance répétitions $= \frac{s.c.répétitions}{d.d.l.traitements}$
2. Variance traitements $= \frac{\text{S.C. traitements}}{\text{d.d.l. traitements}}$
3. Variance erreur $= \frac{\text{S.C. erreur}}{\text{d.d.l. erreur}}$

f- Détermination de F calculé et de F théorique :

1. F calculé répétitions $= \frac{\text{variance répétitions}}{\text{variance erreur}}$
2. F calculé traitements $= \frac{\text{variance traitements}}{\text{variance erreur}}$
   - On obtient les valeurs de F théorique en consultant les tables de F 5% et 1% (Annexe 4).
   - L'entrée dans ces tables se fait avec :

     N1 = d.d.l. répétitions

     d.d.l. traitements

     N2 = d.d.l .erreur
   - On lit dans ces tables : F théorique répétitions 5%, 1%

     F théorique traitements 5%, 1%

g-Calcul de la plus petite différence significative (ppds) : $sd = \sqrt{\frac{2 \times variance\ erreur}{KB}}$

ppds 5% = sd × t 5% **ppds 1%**=sd × t 1%

- On obtient les valeurs de t 5% et 1% en consultant les tables de t (Annexe 4).
- L'entrée dans ces tables se fait avec : n_2= d.d.l . erreur.

h-Interprétation pratique des calculs statistiques :

Nous avons tous les éléments pour construire le tableau d'analyse de la variance. **1**-L'étude du **F calculé** des traitements que nous venons de faire, nous permet de porter un jugement global sur les différences entre les traitements.

2-La **ppds** utilisée est la ppds 5% (lorsqu'on ne précise pas la nature de la ppds, il s'agit toujours de la ppds 5%). Si la différence des moyennes entre les traitements et le témoin est supérieure à la ppds 1%, on dit qu'elle est hautement significative **[135].**

Résultats et discussion

III- Résultats et Discussion :

III-1-Identification des souches microbiennes isolées

III-1-1- Examens microscopique et macroscopique : Les résultats des examens microscopique et macroscopique sont consignés dans le tableau V.

Tableau V: Examen microscopique et macroscopique des germes isolés.

Aspect microscopique		**Aspect macroscopique**		**Culture**		**Germes**
Etat frais	**Coloration Gram**	**Forme**	**Taille**	**Milieux**	**Conditions**	
Bacille mobile	Gram -	Grosses colonies muqueuses jaunâtres	3 mm	YEM	2 à 3 jours/ 28°C	***Sinorhizobium meliloti***
Spores immobiles	/	Petite colonies jaunâtres	1mm	Gélose nutritive	2 jours /28°C	***Glomus* sp**

III-2. Analyses pédologiques

III-2.1. Caractéristiques physico-chimiques du sol : Le bulletin des analyses physico-chimiques de l'horizon 1-10cm du sol de la parcelle étudiée est rapporté dans le Tableau suivant (données de laboratoire de pédologie de l'ENSA) :

Tableau VI : Caractéristiques du sol de la station de Médéa.

Paramètres Physiques	**Granulométrie**					Perméabilité ($cm.h^{-1}$)
	Sables grossiers (%)	Sables fins (%)	Limons grossiers(%)	Limons fins (%)	Argile (%)	
	13.5	7	23.8	17.4	38.3	7.52
Paramètres physico-chimiques	P_2O_5 (g/kg)	K_20 (g/kg)	$CaCO_3$ (%)	CE Salinité ($dS.m^{-1}$)	CEC ($cmol.kg^{-1}$)	pH (eau)
	0.0116	0.261	9.3	0.31	17.25	7.9
	Matière organique(%)	Carbone total (%)	Azote total (%)		Rapport C/N	
	1.8	1.04	0.2		5.2	

III-2.1.1-Fertilité physique du sol

L'établissement de l'état de fertilité physique du sol est effectué à partir d'une évaluation de certaines de ces propriétés :

III-2.1.1.1-Dénomination du sol

Elle est en fonction de sa composition texturale et de son taux de calcaire total. La classe texturale du sol est déterminée à partir du triangle textural établi par Jamagne **[139]** (Figure 1 : Annexe 6).

Ce triangle montre que cet horizon appartient à la classe: Limon-Argilo-Sableux (LAS). A partir de la teneur en calcaire total dans le sol, on détermine le suffixe ou le préfixe qui accompagne le qualificatif textural (Tableau I : Annexe 7).

La dénomination de notre échantillon de sol en fonction de sa classe texturale et sa teneur en calcaire total (9,3 %) est LAS calcaire.

III-2.1.1.2-Perméabilité (K)

La perméabilité K de notre sol est de 7.52 cm/h (Tableau V). Elle se situe entre 0.36 et 36 cm/h, cette valeur correspond à une perméabilité moyennement faible (semi perméable) (Tableau II : Annexe 7).

III-2.1.2-Fertilité chimique

III-2.1.2.1-pH

Le sol étudié est caractérisé par un pH de l'eau basique (pH=7.9) (Tableau V) (Tableau III : Annexe 7).

III-2.1.2.2-Disponibilité en phosphore et en potassium assimilables

Les appréciations du niveau de fertilité en phosphore et en potassium assimilables dans le sol sont fonction de la capacité d'échange cationique (CEC). Il est important de signaler qu'aucune fertilisation n'a été apportée au sol, et que la capacité d'échange cationique de notre sol (CEC) est égale à 17, 25mé.100g^{-1} ou 17,25 cmol^{+}.kg^{-1}. Selon le système international d'unités, la CEC est exprimée en centimole de charges positives par kilogramme (cmol^{+}.kg^{-1}), sachant que numériquement 1mé.100g^{-1}=1cmol^{+}.kg^{-1} **[140]**. Le taux de phosphore assimilable (0,0116 g P_2O_5/kg de terre) et en teneur en potassium assimilable

(0.261g/kg) correspond à un état de fertilité très faible en P_2O_5 et un peu faible en K_2O assimilables (Figures 1 et 2 : Annexe 7).

II-2.1.2.3-Salinité du sol

La salinité du sol devient une contrainte au fonctionnement physiologique des plantes lorsque sa concentration est relativement élevée par rapport à la tolérance de l'espèce ou la variété cultivée. Les limites de tolérance des cultures au degré de la salinité (CE) exprimé en dS /m à 25°C sont reportées dans le Tableau I (Annexe 8).

La valeur de la conductance électrique du sol étudié **CE= 0.31** dS/m (Tableau V) est largement inférieure à 4 dS/m. Par conséquent, la faible valeur trouvée ne constitue pas une contrainte au fonctionnement physiologique du blé dur **[141]**.

III-2.1.3-Fertilité biologique du sol

L'état de fertilité biologique du sol est évalué à partir de deux déterminations suivantes:

III-2-1-3-1-Teneur en matière organique

Le taux d'argile dans ce sol est de 38,3 % (Tableau V). Cette valeur est comprise entre 23-45% (Tableau II : Annexe 8). D'autre part la teneur en matière organique de notre sol est de 1,8 % (Tableau V).D'après Hamouni. **[141]**, la teneur en matière organique est appréciée en fonction du taux d'argile dans le sol. Ceci nous conduit à dire que le sol étudié est caractérisé par une faible teneur en matière organique.

III.2-1-3-2-Activité biologique dans le sol

Elle est évaluée par le rapport C/N dans le sol.

Le rapport C/N est de 5.2 (Tableau V). Cette valeur est inférieure à 9. Selon Hamouni **[141]**, ce sol est caractérisé par une minéralisation trop rapide de la matière organique permettant une fourniture excédentaire d'azote aux plantes (Tableau I : Annexe 9).

III-3-Détermination de l'histogramme de fréquences de poids de 1000 graines de blé dur *T. durum* var. Waha :

L'histogramme de fréquences de poids des graines montre que **la classe modale** est comprise entre 50 et 60 mg. C'est cette classe de poids que nous avons retenue dans notre

étude (Tableau VII et Figure 17). Elle représente **34.9%** des graines utilisées dans tous les essais.

Tableau VII : Fréquence de poids des graines de blé dur *T. durum* var .Waha.

Fréquence (%)	2.5	5.1	13.6	20.8	**34.9**	17	4.2	1.3	0.6
Nombre des graines	25	51	136	208	**349**	170	42	13	6
Poids des graines (mg)	[10- 20[	[20-30[	[30-40[	[40-50[	**[50-60[**	[60-700[	[70-80[	[80-90[	[90-100[
Catégorie (classe)	1	2	3	4	**5**	6	7	8	9

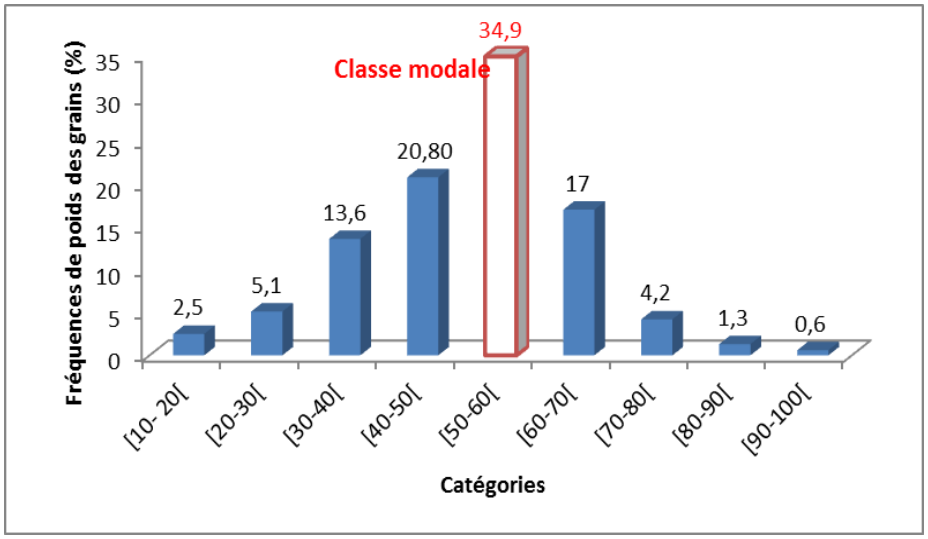


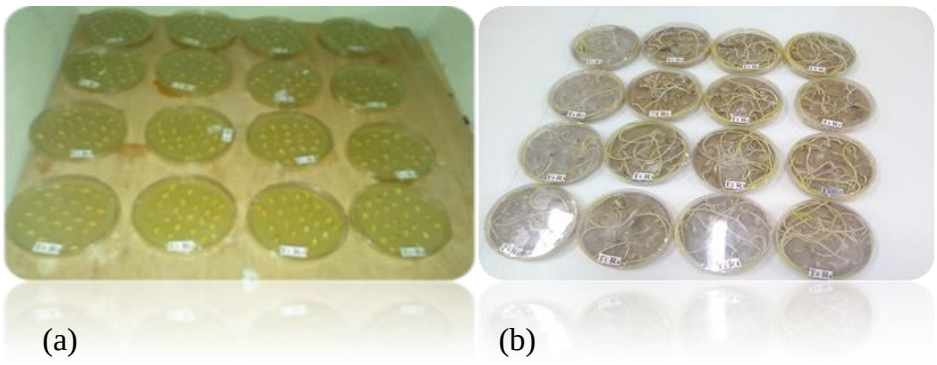
Figure 17: Histogramme de fréquences de poids des graines de blé dur *T.durum* var.Waha.

III-4-Impact de l'inoculation sur le pouvoir germinatif du blé dur :

La germination, est un ensemble de phénomènes par les quels la plantule en vie ralentie dans la graine mure, commence une vie active et se développe grâce à l'énergie contenue dans les réserves de la graine **[142]**. La germination est définie aussi comme étant un processus dont les limites sont le but d'hydratation de la semence et le tout début de la croissance de la radicule **[143]**.]Sur le plan physiologique, c'est une reprise de l'activité métabolique de

l'embryon traduite par l'activité respiratoire **[12].** Pendant la germination, la plantule utilise pour la couverture de ces besoins énergétiques les réserves de la graine (grains d'amidon, grains d'aleurone et lipides), qui sont transformés, sous l'action d'enzymes appropriées, en substances directement utilisables pour la croissance (glucose, maltose et acide aminés) **[142]**.

Dans le phénomène de la germination on distingue trois phase : phase d'imbibition, une phase qui est appelés aussi la phase de la germination sensu-structo et la phase correspond a la croissance de radicule **[143]**, la germination de la graine se caractérise par l'émergence du coléorhize donnant naissance à des racines séminales et la coléoptile qui protège la sortie de premier feuille fonctionnel **[144]** La période d'activation de la graine peut durer dizaines d'heures. Aucun changement notable n'est visible. Seules s'opèrent quelques modifications qui préparent le déclanchement de la croissance. La période des mitoses dure environ deux heures. On ne note pas de modifications morphologiques apparentes. Au cours de début de d'allongement, des cellules de la radicule, celle-ci pénètre dans les fentes causées par l'éclatement des téguments **[142]**. Lorsque les substances de la croissance sont épuisées, la jeune plante qui possèdent un appareil radiculaire et un appareil aérien formés et fonctionnelles, devient autonome et peut assurer elle-même sa propre croissance ; la germination est alors terminée **[35]**. Les résultats des essais d'inoculation et de de la Co-inoculation sont représentés dans la figure 18.



(a) (b)

Figure 18 : Représentation de l'essai de l'inoculation et l'inoculation combiné du blé dur *in vitro*, **(a)** : l'expérimentation après 24h de l'inoculation, (b) l'expérimentation après 6jours.

Le lot des graines de blé dur utilisé présente un pouvoir germinatif élevé, estimé à 60, 70, 65 et 80% respectivement pour les traitements T_0, T_1, T_2 et T_3. Après 24 heures d'incubation, le taux de germination atteint une valeur élevée de 25, 30, 40 et 45 %. Celui-ci augmente avec le temps et après 3 jours d'incubation, le taux de germination est de 50, 45, 55 et 58 %. Le meilleur « MDJ » a été enregistré avec le traitement combiné des deux isolats. Selon les résultats présentés dans le Tableau VIII et la Figure 19, nous avons remarqué une

amélioration significative du pouvoir germinatif chez les graines Co-inoculées par les deux espèces *S. meliloti* et *Glomus* sp par rapport au témoin.

En effet, Dommergues et *al* ont observé que, toutes les bactéries qui ont stimulé la germination du blé, produisent en grande quantité des sidérophores ou de l'acide indole acétique. Ils ont rapporté que certains micro-organismes de la rhizosphère produisent des vitamines comme la thiamine, l'acide nicotinique, l'acide pantothénique et autres, qui stimulent la germination et la croissance des plantes. Il serait donc possible que la stimulation de la germination observée avec ces bactéries, soit due à la production de ces substances ou à l'augmentation de la concentration de P du sol par ces organismes **[145]**. Cependant, Rodriguez et *al* ont montré que la déficience en phosphore augmente, non seulement, le temps de germination, mais aussi, le temps séparant l'émergence des premières feuilles et le tallage **[146]** .

Les PGPR produisent une gamme de sidérophores ayant une forte affinité pour le fer. Par conséquent, la faible disponibilité du fer pourrait supprimer la croissance d'organismes y compris celles des phytopathogènes **[147]**. Par ces fonctions, les sidérophores protègent les plantes des atteintes fongiques ou bactériennes **[148]** ; **[149]**

Des augmentations significatives dans la croissance et le rendement des cultures en réponse à l'inoculation avec les PGPR ont été signalées **[150] ;[151] ;[152].** Selon Nelson les PGPR sont capables d'exercer un effet bénéfique sur la croissance de la plante par augmentation du taux cumulé de la germination**[153]**. Cet effet positif des PGPR sur la germination des graines et l'émergence du coléoptile serait attribuée à la capacité bactérienne de produire ou de modifier des hormones végétales y compris les gibbérellines qui jouent un rôle clé dans la germination **[154].**

Tableau VIII : Evaluation du pouvoir germinatif des grains de blé traité par les deux micro-organismes inoculés.

Traitements		**T_1**	**T_2**	**T_3**	**T_4**
Durée d'incubation (jours)		**Pouvoir germinatif (PG)**			
1		25	30	40	45
2		41	36	48	47
3		50	45	50	58
4		59	45	61	69
5		60	60	54	70
6		**60**	**70**	**65**	**80**
MDG	**Grain/j**	49.16	47.66	53	61.5
	%/j	49.16	47.66	53	61.5

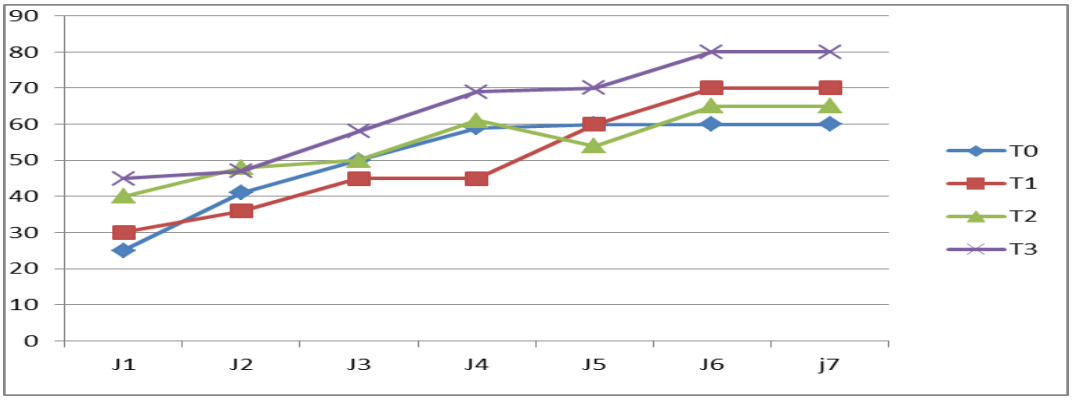


Figure 19 : Suivi de l'effet de l'inoculation et de la Co-inoculation de deux micro-organismes sur le pouvoir germinatif et la cinétique de germination des semences de blé dur *T. durum* var. Waha.

III-5-Impact de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats sur la croissance du blé dur *T.durum* var. Waha en pots :

Les travaux de Munees et Khan ont montré que les rhizobactéries (PGPR) isolées à partir de la rhizosphère des différentes plantules (moutarde, pois, pois chiche, blé ….) sont capables de favoriser la croissance des plantules par la synthèse de l'auxine (AIA), exo polysaccharides, les protéines, et la solubilisation des phosphates **[155]**.

Les paramètres de croissance : LPA, LRP, PSA, PSR, SF, PSF ont été déterminés.

Toutes les données ont été analysées par la méthode de l'analyse de variance (ANOVA) avec le logiciel , au Taux d'erreur de 0.05 et 0.01 selon le test de Fisher. Les résultats des analyses statistiques effectuées pour chaque traitement correspondent à la moyenne de trois répétitions/parcelle par l'ogiciel L'Exelle.

III-5-1-Paramètres de croissance de la plante :

Le stade 3 feuilles qui est une phase repère pour le développement du blé, ils se forment des bourgeons à l'aisselle des feuilles donnant ainsi des talles. Chaque talle primaire donne des talles secondaires **[156].**

III-5-1-1- Effet sur la longueur de la partie aérienne (LPA)

La hauteur de la plante apparaît comme un critère de sélection important particulièrement dans les zones arides, ceci s'expliquerait par là qu'une paille haute s'accompagne souvent d'un système racinaire profond ce qui conférerait à la plante une capacité d'extraction de l'eau supérieure **[18].**

L'évolution de la hauteur des plants a été continue au cours de notre essai. L'effet de l'inoculation et de la Co-inoculation sur la hauteur de la plante à la maturité (21 jours) est présenté sur le Tableau IX et la Figure 20 **.** L'analyse de variance (ANOVA) a montré que l'inoculation et la Co-inoculation des deux isolats testées n'induisent pas une augmentation significative précoce de ce paramètre. .

D'après Belkharchouche **,**une hauteur de la paille importante est une caractéristique désirable en zone semi-aride, suite à ses effets bénéfiques lors des années sèches. Ces effets sont attribués à la capacité de stockage et de transfert des substrats glucidiques pour la finition du grain. Cette contribution de la hauteur du chaume avec les substrats stockés au niveau surtout du dernier entre nœud et du col de l'épi minimise la baisse du rendement en grain sous stress **[138]**.

Les expériences conduites par Satrani ont montré que les deux souches bactériennes *P.polymyxa* B7 et *Pseudomonas fluorescens* 92 ont inhibé de manière significative la longueur de la tige des plants de cèdre âgés de six mois **[157] .** Cette longueur, qui est en moyenne de 10.60cm chez le témoin, a été réduite à 8.90 et 9.10cm respectivement chez *P. polymyxa* B7 et *P. fluorescens* 92. Cet effet antagoniste vis-à-vis de la croissance des plants a été expliqué par des phénomènes de compétition nutritive quand la densité bactérienne est élevée [**158]**; [**159]**;[**160**].

Pourtant, ces deux bactéries ont été décrites respectivement par Gamalero et Chanway comme étant productrices d'AIA et capables de promouvoir la croissance des semis auxquels elles sont inoculées. Ceci laisse supposer que dans leurs conditions expérimentales, il y avait soit un problème de spécificité ou une mauvaise colonisation racinaire par ces deux souches**[161] ; [162]**.

Contrairement à ces résultats, Berge a montré que l'inoculation des semences d'un blé de printemps avec *P. polymyxa* CF43 permettait d'augmenter significativement la hauteur de la plante **[163]**.

Tableau IX : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur la longueur de la partie aérienne (LPA) des plants du blé dur *T. durum* var.Waha, 21jours après semis (stade 3ème feuille).

Origine de variation	**Somme des carrés**	**d.d.l**	**Variance**	**F calculé**	**F théorique**	
					5%	**1%**
Total	145.98	15	–	–	–	–
Répétitions	6.87	3	2.29	**0.21**	3.86	6.99
Traitements	43.21	3	14.4	**1.35**	3.86	6.99
Erreur	95.9	9	10.65	–	–	–
Moyenne de traitements (cm/plant)	**T_0= 19.77 , T_1=21.92 , T_2= 23.34 , T_3=19.27**					
La différence Statistique	T_1 : **NS (non significatif)** T_2 : **NS** T_3 : **NS**					
ppds 5%= **5.51** cm/plant						
ppds 1%=**7.72** cm/plant						

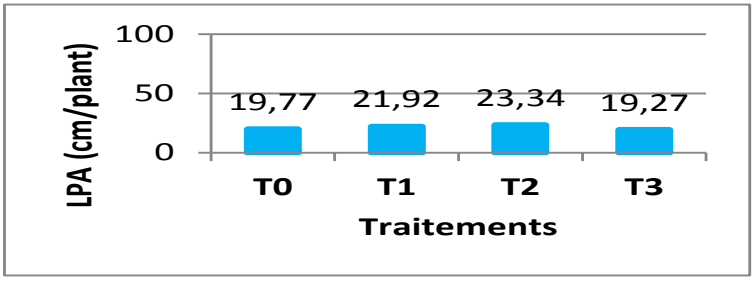


Figure 20 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur la longueur de la partie aérienne (LPA) du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

III-5-1-2-Effet sur la longueur de la racine principale (LRP)

Selon le Tableau X et la Figure 21 , nous n'avons pas remarqué une augmentation significative de la longueur de la partie racinaire chez les plants issus des graines Co-inoculées par les deux isolats, l'inoculation *S. meliloti* /*Glomus* sp ne semble pas avoir d'effet significatif précoce sur ce paramètre.

Au contraire, ce résultat ne rejoint pas celui trouvé par Cherchali **[164].** En effet, après inoculation des plantes avec *Paenibacillus*, un changement dans l'architecture des racines est observé, principalement comme l'augmentation de la longueur de la racine principale et des racines latérales, et donc l'augmentation totale de la surface de la racine. Ceci conduit à un

renforcement de l'absorption des minéraux du sol et l'exsudation des racines ce qui contribue à stimuler davantage la colonisation des racines par les PGPR. Il a été suggéré que des mécanismes multiples, comme la fixation d'azote, la solubilisation du phosphate, la production des phytohormones tels que les auxines, cytokinines, gibbérilines [**165]**;[**166**] et l'activité de l'ACC désaminase (1-aminocyclopropane-1-carboxylate) sont impliqués dans cette stimulation.

Tableau X : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur la longueur de la racine principale (LRP) des plants du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

Origine de variation	**Somme des carrés**	**d.d.l**	**Variance**	**F calculé**	**F théorique**	
					5%	**1%**
Total	5.3	15	–	–	–	–
Répétitions	32.17	3	10.72	**2.72**	3.86	6.99
Traitements	8.65	3	0.88	**0.22**	3.86	6.99
Erreur	35.53	9	3.94	–	–	–
Moyenne de traitements (cm/plant)	**T_0= 13.92 , T_1= 13.63 , T_2= 11.87 , T_3= 12.79**					
La différence statistique	T_1 : **NS** T_2 : **NS** T_3 : **NS (non significatif)**					
	ppds 5%= **3.17**cm/plant					
	ppds 1%= **4.55** cm/plant					

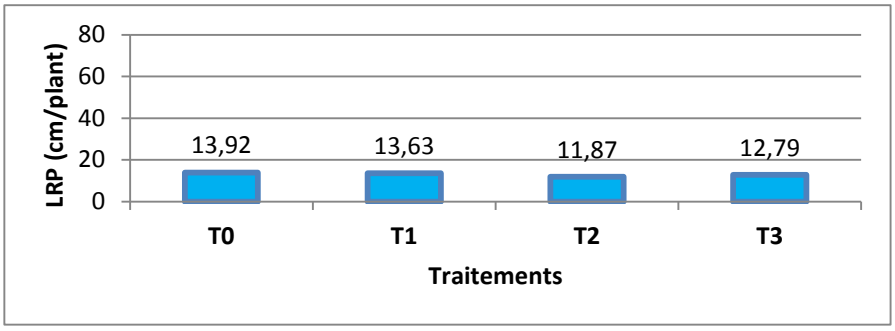


Figure 21 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur la longueur de la racine principale (LRP) du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

III-5-1-3- Effet sur le poids sec de la partie aérienne (PSA)

Le poids frais est un critère qui a l'avantage de ne pas exiger la destruction de l'échantillon. Cependant, il ne traduit pas la croissance proprement dite puisque la mesure est

faussée par les mouvements d'eau (turgescence,…). Ainsi, ce critère englobe des modifications réversibles. Donc nous avons opté pour la mesure du poids de la matière végétale sèche (PMVS) qui est plus significative et représentative de la croissance.

L'estimation des masses sèches des parties aériennes a permis de montrer que l'inoculation et la Co-inoculation des deux inoculums testées induisent une augmentation très significative de la biomasse aérienne (Tableau XI, Figure 22). Nos résultats corroborent les travaux entrepris par Ahn qui a enregistré une augmentation du poids sec total de maïs par des souches de *Pseudomonas* spp **[167]**,. De même, Kidri a sélectionné 2 souches rhizobactériennes codées FKF5100 et FKS560 qui ont assuré une augmentation significative du poids sec de la partie aérienne de 4 espèces de plantes cultivées dont le blé et l'orge **[168]**.

Par contre Gouzou a trouvé que l'inoculation de la souche *B. polymyxa* CF43 n'a pas donné un effet significatif sur ce paramètre **[132]**.

Tableau XI : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur le poids sec de la partie aérienne (PSA) des plants du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

Origine de variation	**Somme des carrés**	**d.d.l**	**Variance**	**F calculé**	**F théorique**	
					5%	**1%**
Total	163.17	15	–	–	–	–
Répétitions	30.34	3	10.11	**28.08**	3.86	6.99
Traitements	136.1	3	45.36	**126.01**	3.86	6.99
Erreur	3.27	9	0.36	–	–	–
Moyenne de traitements (mg/plant)	**T_0= 23.95 , T_1=26.93 , T_2=32 , T_3=26.5**					
La différence statistique	T_1 : **HS** T_2 : **HS** T_3 : **HS (hautement significatif)**					
ppds 5%= **0.95** mg/plant						
ppds 1%= **1.37** mg/plant						

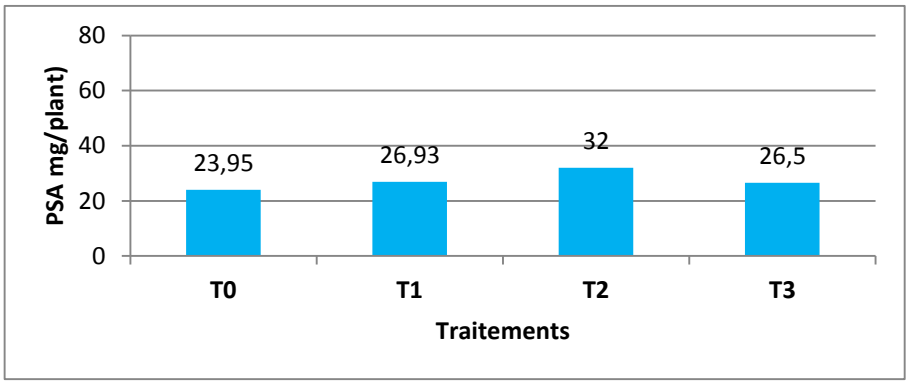


Figure 22 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur le poids sec de la partie aérienne (PSA) du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

III-5-1-4-Effet sur le poids sec de la partie racinaire (PSR)

L'estimation des masses sèches des parties souterraines a permis de montrer q' aucun traitement n'a montré une influence significative sur le poids sec racinaire au stade 3ème feuille (Tableau XII et Figure 23). D'après Ma la biomasse racinaire est influencée par la disponibilité des éléments nutritifs **[169]**.

De même, Kaci a signalé que l'inoculation de la souche *Paenibacillus* sp.KYEGB2 n'engendre aucune augmentation de la biomasse racinaire du blé dur. Elle ne semble pas avoir de ce fait d'effet promoteur de la croissance racinaire **[170]**.

A l'inverse, Kucey a étudié la modification du système racinaire d'un blé de printemps *in vitro* après inoculation d'une souche de *Bacillus*. Les relevés qu'il a effectués à l'aide d'une technique au P^{32} montrent que les systèmes racinaires des plantes inoculées représentent 82% de la dimension des systèmes racinaires des plantes non inoculées **[171]**.

Alami en étudiant l'effet de l'inoculation de *Rhizobium* sp.YAS34 sur la croissance du tournesol, a noté que seule l'inoculation par aspersion permet d'augmenter significativement la biomasse racinaire (+36%) **[134]**.

C'est dans ce même traitement qu'Alami a observé une colonisation plus importante de la racine par la souche YAS34.

Tableau XII : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur le poids sec de la partie racinaire (PSR) des plants du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

Origine de variation	**Somme des carrés**	**d.d.l**	**Variance**	**F calculé**	**F théorique**	
					5%	**1%**
Total	191.35	15	–	–	–	–
Répétitions	6.47	3	2.15	**0.22**	3.86	6.99
Traitements	99.19	3	33.06	**3.47**	3.86	6.99
Erreur	85.69	9	9.52	–	–	–
Moyenne de traitements (mg/plant)	T_0= 14.66 , T_1= 16.73 , T_2= 10.14 , T_3= 12.16					
La différence statistique	T_1 : **NS** T_2 : **NS** T_3 : **NS (non significatif)**					
ppds 5%= **4.93** mg/plant						
ppds 1%= **7.08** mg/plant						

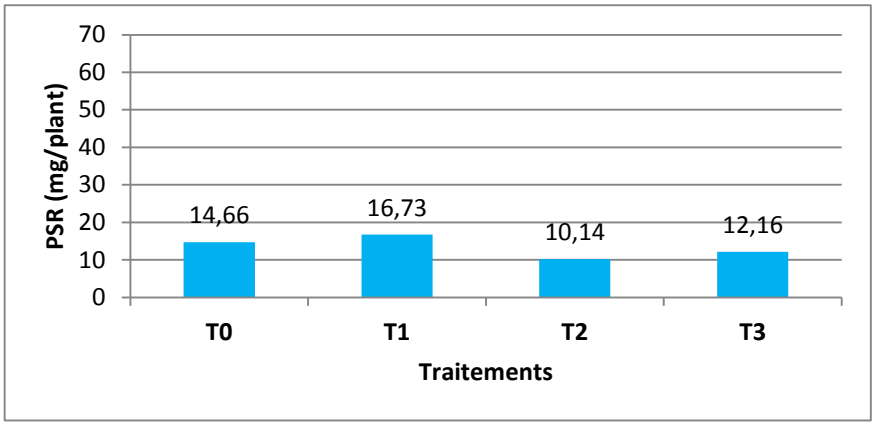


Figure 23 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur le poids sec de la partie racinaire (PSR) du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

III-5-1-5-Effet sur la surface foliaire (SF)

La SF détermine progressivement à la fois les quantités d'eau utilisées par la plante sous forme de transpiration et les quantités de carbone fixées par voie photosynthétique Elle conditionne la résistance à la sécheresse, vu qu'une surface foliaire élevée perdra plus d'eau qu'une faible surface foliaire. En milieux variables, la diminution de la surface foliaire peut

avoir des effets bénéfiques en réduisant de la surface évaporant et celle soumise à la radiation solaire.

En effet, selon Abbassen une variété avec une faible surface foliaire est capable de faire un bon rendement grâce à une meilleure efficacité d'utilisation de l'énergie lumineuse par unité de surface foliaire. Cette diminution de la surface foliaire, est compensée par une durée de vie du feuillage plus longue **[38]**.

Selon le Tableau XIII et la Figure 24, nous avons constaté que la Co-inoculation et l'inoculation par *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp n'a aucun effet précoce significatif sur ce paramètre.

Tableau XIII : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur la surface foliaire (SF) des plants du blé dur *T.durum* var. Waha) ,21 jours après semis (stade 3ère feuille).

Origine de variation	**Somme des carrés**	**d.d.l**	**Variance**	**F calculé**	**F théorique**	
					5%	**1%**
Total	4.25	15	–	–	–	–
Répétitions	0.23	3	0.07	**0.19**	3.86	6.99
Traitements	0.72	3	0.24	**0.66**	3.86	6.99
Erreur	3.3	9	0.36	–	–	–
Moyenne de traitements (cm²/plant)	**T_0= 3.05 , T_1= 3.36 , T_2=2.99 , T+3= 2.76**					
La différence statistique	T_1 : **NS** T_2 : **NS** T_3 : **NS (non significatif)**					
ppds 5%= **0.95** cm²						
ppds 1%= **1.36** cm²						

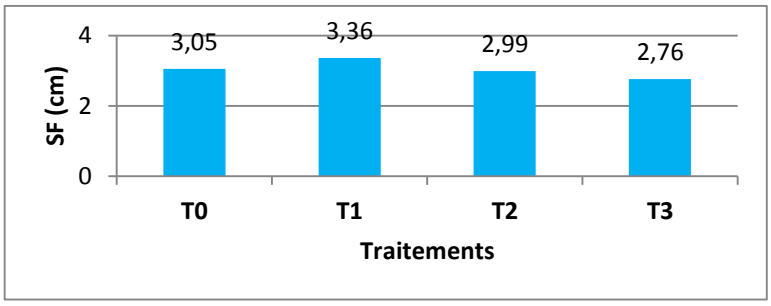


Figure 24 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur la surface foliaire (SF) du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

III-5-1-6-Effet sur le poids spécifique foliaire (PSF)

Un PSF élevé est un indicateur d'une meilleure capacité photosynthétique, d'une moindre sensibilité à la photo-inhibition et de la consistance de l'appareil photosynthétique **[172]**.

D'après les résultats présentés dans le Tableau XIV et la Figure 25, et après 21 jours de culture en pots, le poids spécifique foliaire correspond à une valeur comprise entre 2.92 et 3.63 mg/cm^2 pour les semences traitées. Dans le cas des plantules témoins, la valeur de ce paramètre a été de 2.32 mg/cm ^{2} qui reste faible par rapport aux traitements inoculés et Co-inoculés. L'inoculation des deux micro-organismes *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp a amélioré significativement la PSF, le traitement combiné a un effet hautement significatif précoce sur le PSF.

Au contraire ,Gouzou a montré que l'enrobage des semences avec de fortes concentrations d'inoculum (10^8 spores/semence) se traduit par une diminution du poids sec de feuilles, 7 jours après le semis. Il semble qu'un excès de cellules bactériennes sur la semence se traduise par la production de substances en quantité suffisante pour inhiber le développement de la plantule **[132]** .

Tableau XIV : Effet de l'inoculation et de la Co-inoculation des deux isolats *Sinorhizobium meliloti* et *Glomus* sp sur le poids spécifique foliaire (PSF) des plants du blé dur *T.durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

Origine de variation	**Somme des carrés**	**d.d.l**	**Variance**	**F calculé**	**F théorique**	
					5%	**1%**
Total	7.27	15	–	–	–	–
Répétitions	2.94	3	0.98	**9.8**	3.86	6.99
Traitements	3.4	3	1.13	**11.3**	3.86	6.99
Erreur	0.93	9	0.1	–	–	–
Moyenne de traitements (mg/cm²)	**T_0= 2.32 , T_1= 2.95 , T_2= 2.92 , T_3= 3.63**					
La différence statistique	T_1 : **S** T_2 : **S** T_3 : **HS**					
ppds 5%= **0.5** mg/cm²						
ppds 1%= **0.71** mg/cm²						

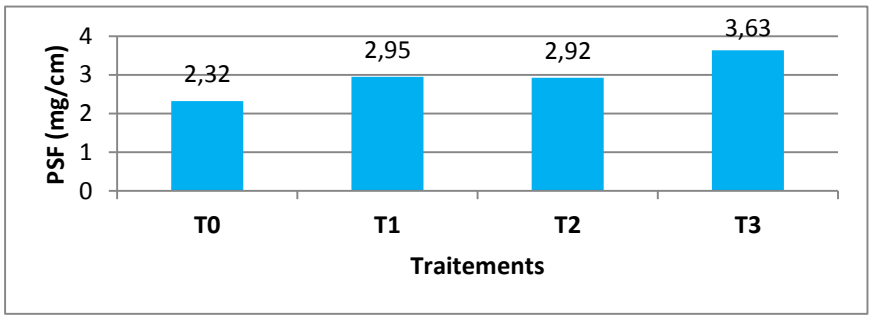


Figure 25 : Effet des deux traitements inoculé et Co-inoculé par les deux inoculum sur le poids spécifique foliaire (PSF) du blé dur *T. durum* var.Waha, 21 jours après semis (stade 3ème feuille).

Tableau XV: Récapitulation des résultats relatifs à : PG et LPA, LRP, PSA, PSR, SF, PSF, après 21 jours de croissance du blé dur en pots

Paramètres étudiés	**Traitements**		
	***S. meliloti* (T_1)**	***Glomus* sp (T_2)**	**T_1+T_2**
PG	NS	NS	**S**
LPA	NS	NS	NS
LRP	NS	NS	NS
PSA	**HS**	**HS**	**HS**
PSR	NS	NS	NS
SF	NS	NS	NS
PSF	**S**	**S**	**HS**

A la lumière des résultats récapitulés dans le Tableau XV, nous pouvons conclure que les deux isolats ont un comportement différent selon qu'elles soient apportées séparément ou conjointement. Seule la Co-inoculation a stimulé significativement le PG, PSA, et le PSF. Cela rejoint l'idée avancée par plusieurs auteurs selon laquelle les inoculums devraient être composés d'un mélange de souches assurant une complémentarité d'activité dans différents types de sols et à différents stades de croissance de la plante.

En ce qui concerne les autres paramètres étudiés, l'inoculation *S. meliloti*/ *Glomus* sp et la Co-inoculation ne semble pas avoir d'effet précoce significatif. Ces résultats pourraient être liés à la courte durée de culture (21jours). Nos résultats sont renforcés par ceux obtenus par Satrani **[157].**

En effet, en étudiant l'effet de la bactérisation des graines sur la croissance des plants de *Cedrus atlantica* Manetti, ces chercheurs ont montré que l'action de *P. fluorescens* TGI252 sur certains paramètres apparaît plus tard, à quatre mois et plus.

Conclusion générale

Conclusion générale :

L'engouement des années 80 autour de l'inoculation des micro-organismes du sol en agriculture a été quelque peu atténué par le manque de reproductibilité de certains résultats au champ. Il est apparu que ces bactéries potentiellement bénéfiques pour la plante n'étaient pas présentes ou actives dans toutes les conditions et qu'il existait une relation étroite entre la plante-hôte et la bactérie. La difficulté pour la souche bactérienne introduite de s'installer durablement dans la rhizosphère de la plante inoculée est une des principales explications de la variabilité des résultats obtenus.

S'il existe des caractères d'adaptation des bactéries rhizosphériques à leur plante hôte, alors la probabilité d'augmenter les performances de la plante après inoculation d'une souche bactérienne coexistante sera meilleure que si la plante est inoculée par une souche avec laquelle elle n'a jamais été en contact au préalable. De même, les chances de trouver une bactérie potentiellement bénéfique dans un sol seront augmentées en sélectionnant des isolats à partir de rhizosphères de plantes ayant été cultivées dans ce sol durant une assez longue période.

L'application d'inoculum doit participer à une amélioration des pratiques agronomiques : augmentation en qualité et en quantité de la production, diminution des coûts, diminution des risques de pollution.

En termes de rentabilité de la culture, les facteurs limitants économiques sont surtout le coût de la semence, des traitements phytosanitaires et des engrais azotés.

Dans les systèmes actuels, les facteurs limitants de la production du blé sont :

a) la disponibilité en éléments fertilisants (N, P, K) ;

b) la disponibilité de l'eau ;

c) la date de floraison qui conditionne la date de maturité et de récolte ;

L'agriculture intensive, qui s'est développée ces dernières décennies, a entraîné des problèmes d 'environnement :

a) la pollution des nappes phréatiques par les nitrates lessivés est devenue une préoccupation pour les pouvoirs publics ;

b) l'introduction de molécules toxiques rémanentes dans les sols, comme celles contenues dans les herbicides est également un facteur de pollution important ;

c)l'érosion de certains sols peu structurés, est devenue très critique et contribue à un appauvrissement parfois irréversible de ces sols.

Nous nous sommes intéressés aux effets précoces en boîtes de Pétri de :

- **l'inoculation** du blé dur par les deux isolats apportés séparément.
- **la Co-inoculation** par les deux inoculum

Les résultats que nous avons obtenus avec les deux isolats suggèrent que la réponse à l'inoculation de l'espèce *S. meliloti* ne sera pas la même que la réponse à l'inoculation avec *Glomus* sp, ou d'une combinaison de ces différentes souches. Cela rejoint l'idée avancée par plusieurs auteurs selon laquelle les inoculums devraient être composés d'un mélange de souches assurant une complémentarité d'activité dans différents types de sols et à différents stades de croissance de la plante.

Les résultats les plus significatifs ont été obtenus avec la Co-inoculation. Les réponses de la Co-inoculation sur le blé dur se sont traduites par des augmentations de: pouvoir germinatif, poids sec aérien et le poids spécifique foliaire des plants de blé.

A court terme, les perspectives de ce travail seraient :

1) Caractérisation des molécules impliquées dans les effets observés, tels que des substances phytohormonales (les sidérophores et l'acide indole acétique), des vitamines comme la thiamine, l'acide nicotinique, l'acide pantothénique et autres, qui stimulent la croissance des plantes et des mycorhizes.

2) Production d'un inoculum des deux isolats. L'obtention d'un inoculum doit répondre à plusieurs exigences : contenir un grand nombre de germes viables, assurer la survie de ces micro-organismes pendant un temps assez long, être utilisable au champ. C'est pourquoi nous envisageons de préparer une inclusion de ces inoculum dans un gel d'alginate déshydraté et présenté sous forme de fines paillettes.

3) La première exigence des expériences au champ est leur bonne reproductibilité. Des essais de Co-inoculation répétés et élargis à divers régions permettraient de connaître le potentiel que représentent ces deux souches dans des situations variées, en particulier dans les régions de culture ouvertes aux progrès techniques comme les zones sahariennes.
4) Quelle sera la conséquence de l'introduction ces isolats sur la diversité structurale

et fonctionnelle des communautés microbiennes indigènes , Il s'agit de comparer, à l'aide d'outils moléculaires, la diversité des communautés indigènes avant et après inoculation par *S. meliloti* et *Glomus* sp et de cerner l'effet de cette inoculation sur l'expression de fonctions microbiennes impliquées dans les cycles de la matière organique et minérale.

Bibliographiques

[1] FAO, 2011- Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture : Le rôle des femmes dans l'agriculture: Combler le fossé entre les hommes et les femmes, pour soutenir le développement.

[2] FREITAS R.P., 2012- Effet du ver de terre *Aporrectodea caliginosa* sur la croissance des plantes, leur développement et leur résistance aux pathogènes : réponse physiologique et moléculaire de la plante à l'´emission de molécules-signals. Earth Sciences. Univ. Paris-Est.

[3] HARDOIM P.R., VAN OVERBEEK L.S. et VAN ELSAS J.D., 2008- Propréités des endophytes bactériens et leurs rôle proposés dans la croissance des plantes. Trends Microbiol., 16, 463-471.

[4] BRADER M, G. BRADER, S. COMPANT, B. MITTER, F. TROGNITZ, A., 2014- Metabolic potential of endophytic bacteria Curr. Opin. Biotechnol. Sci., 27 (2014), pp. 30–37

[5] Vincent J.M., 1970- The manual for the practical study of root nodule bacteria. Blackwell Scientific Publication. Oxford, United Kingdom.

[6] ANDREWS M. S., HODGE, and J. A. RAVEN., 2010- Positive plant microbial interactions: Ann Appl Biol, v. 157, p. 317-320.

[7] OLIVARES J. E., BEDMAR J and J. SANJUAN., 2013-Biological Nitrogen Fixation in the Context of Global Change: Molecular Plant-Microbe Interactions, v. 26, p. 486-494**.**

[8] MOSS B., 2008- Water pollution by agriculture: Philosophical Transactions of the Royal Society Biological Sciences, v. 363, p. 659-666 .

[9] CROSTON R.P. and WILLIAMS J.T., 1981- A world survey of wheat genetic resources. IBRGR. Bulletin, 80(59), 37 p.

[10] HARLAN J.R., 1975- Our vanishing genetics resources. Sci., 188, 618-621.

[11] MACKEY J., 1968- Species relations in *Triticum*. Proc. 2nd International Wheat Genetic Symbosium, Hereditas, 2, 237-276.

[12] FEILLET P., 2000- Le grain de blé. Composition et utilisation. Mieux comprendre. INRA. ISSN: 1144- 7605. ISBN: 2- 73806 0896- 8. p 308.

[13] FAO, 2013- Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture : La situation mondiale de l'alimentation et de l'agriculture (Mettre les systèmes alimentaires au service d'une meilleure nutrition).

[14] CHEHAT F., (2005)- Les politiques céréalières en Algérie. Rapport Annuel. Agri-Med.Agriculture, pêche, alimentation et développement rural durable dans la région Méditerranéenne, *CIHEAM*, 2006.

[15] APG III., 2009- The Angiosperm Phylogeny Group, "An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III, Bot. J. of the Linnean Society, 161 (2), p105-121.

[16] SOLTNER D., 1998- Les grandes productions végétales : Céréales, plantes sarclées, prairies. Sainte-Gemme-sur-Loire, Sciences et techniques agricoles, 60p.

[17] Bozzini A., 1988- Origin, distribution and production of durum wheat in the world. In Fabriani G. and Lintas C. (éd).*Durum* chemistry and Technology. AACC (Minnesota). Etats-Unis, 4,p1-16.

[18] MOUELLEF A., 2010- Caractères physiologiques et biochimiques de tolérance du blé dur (*Triticum durum* Desf.) au stress hydrique. Thèse.Mag.Univ.Constantine, 115p.

[19] SALSE J., BOLOT S., THROUDE M., JOUFFE V., PIEGU B., QURAISHI U., CALCAGNO T.,COOKE R., DELSENY M. and FEUILLET C., 2008- Identification and

characterization of shared duplications between rice and wheat provide new insight into grass genome evolution. The Plant Cell Online, 20(1), 11-13.
[20] BOLLOT T. and FELIX G., 2009- A renaissance of elicitors: perception of microbe-associated molecular patterns and danger signals by patten-recognition receptors. Annual Review of Plant Biology, 60, 379-406.
[21] SOLTIS P., 2005- Ancient and recent polyploidy in angiosperms. New Phytol., 166(1),5–8.
[22] DUBCOVSKY J. and DVORAK J., 2007-Genome plasticity a key factor in the success of polyploid wheat under domestication. Science, 316,1850-1862.
[23] BOGARD M., 2011- Analyse génétique et écophysiologique de l'écart à la relation teneur en protéines-rendement en grains chez le blé tendre (*Triticum aestivum* L.). Thèse de Doctorat de l'université Blaise Pascal, Clermont-Ferrand II, 180p.
[24]GONDE C., 1968- Cours d'agriculture moderne V2 :230p.
[25] SOLTNER D., 1987-Les grandes productions végétales « Céréales –plante sarclées-prairies ».15ème édition .Collecton sciences et techniques agricoles : 461 p.
[26] GUERGAH N., 1997- Contribution à l'étude de l'effet de la profondeur de semis sur let comportement d'un génotype de blé dur (*Triticum durum* Desf.) en pot et en plein champs dans la région d'El-Khroub. Memoire. Ing. Univ. Batna: 69 p.
[27] SURGET A. et BARRON C., 2005- Histologie du grain de blé, industrie des céréales.
[28] GRIGNAC P., 1965- Contribution à l'étude de *Triticum durum* (Desf.) Thèse, Fac. Sci. Toulouse, 152p.
[29] HAZMOUNE T., 1994- Contribution à la caractérisation de l'appareil racinaire de quelques variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.) en relation avec les composants de rendement .Thése Magistére .Univ.Batna :80p.
[30] HAMADACHE A.M., 2001- Manuel illustré des grandes cultures à l'usage des valorisateurs et techniciens de l'agriculture. Stades et variétés de blé, ITGC, Alger ; p 22.
[31] ARVALIS., 2005-Institut du végétal. v 46 ; 1-9p.
[32] ANONYME., 2000- Historique de blé dur. 32 p.
[33] PAPADAKIS J.S., 1938-Ecologie agricole .Eds Jules Duculot .Gembloux. 303p.
[34] KAROU M ., HAFFID R., SMITH D.N.et SAMIR K.,1998 - Roots and shoot growth water use and water useefficiency of spring durum wheat under early - season drought . Agronomie 18 , 18:186 .
[35] GATE P., 1995- Ecophysiologie du blé. Paris: Tec et Doc- Lavoisier**.**
[36] BALDY C., 1984- Utilisation efficace de l'eau par la végétation en climats méditerranéens. Bull .Soc.Boton .Fr 131 (2, 3, 4) (Actuel Boton) 491- 499.
[37] BAHLOULI F., BOUZERZOUR H., BEN MOHAMMED A. and HASSOUS K. L., 2005-Selection of high yielding and risk efficient durum wheat (*Triticum durum* Desf.) cultivars under semi-arid conditions.Pak.J.Agro., 4, 360-365.
[38] ABBASSENNE F., 1997-Etude génétique de la durée des phases de développement et leur influence sur le rendement et ses composantes chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.). Thèse Mag. INA. Alger, 81p.

[39] MAZOUZ L., 2006- Etude de la contribution des paramètres phéno-morphologiques dans l'adaptation du blé dur (*Triticum durum* Desf.) dans l'étage bioclimatique semi –aride.Mémoire de Magistère.Déprt.Agronomie. Université Hadj Lakhdar, Batna ,70p.
[40] WARDLAW I.F., 2002-Interaction between drought and chronic high temperature during kernel filling in wheat in a controlled environment .Annals of botany: 90,469-476.
[41] GODON et WILM C., 1991-Les industries de première transformation de céréales.
[42] NIQUET G & LASSERAN., 1989 : Guide pratique, stockage et conservation des graines à la ferme. *nilotica* var.*adansonii* et var. *tomentosa* (*Mimosoideae*, sous famille des *Acacieae*). Rapport de stage (LSTM, Laboratoire commun IRD-CIRAD/INRA-ENSAM) Campus du CIRAD, Baillarguet, Montpellier.

[43] CRUZ, P. J. F. ; MEJIA, G. M and JUL G., 1989- Acta Agronomica, Universidad Nacional de Colombia, 39 (1-2): 163-172.
[44] PADILLA M., OBERTI B., 2000-Alimentation et nourritures autour de la Méditerranée, *Karthala–Ciheam*,Paris.
[45] BENCHARIF, A., RASTOIN, J.L., 2006 - Concepts et Méthodes de l'Analyse de Filières Agroalimentaires : Application par la Chaîne Globale de Valeur au cas des Blés en Algérie,UMR MOISA, Version du 28/11/2007.N° 7 / 2007. Montpellier.
[46] ROUVEROU P., 1930- Statistique de la production des céréales en Algérie.Céréales d'Algérie.Gouv GenAlg Direct Agric Colon 1930 : 2-58.
[47] BENCHARIF, A., CHAULET, C., CHEHAT, F., KACI, M., SAHLI, Z., 1996 - La filière blé en Algérie.Le blé, la semoule et le pain. Paris : Karthala. *Biointerfaces*45:131–135.
[48] CNIS., (2005) - Agriculture algérienne. Les statistiques. Http ://www.douanes.cnis.dz.
[49] MAGGIE, L. (2000)-Le blédurenAfrique du Nord. Agriculture et Agro-alimentation Canada(AAC). Pub. *Division analyse du marché, Bulletin bimensuel*, vol. 13 : 2000. http://www.agr.ca/policy/win/biweekly/index.htm.
[50] HILTNER L., 1904 - Über neuere Erfahrungen und Probleme auf dem Gebiet der Bodenbakteriologie und unter besonderer Berücksichtigung der Gründüngung und Brache. Arbeiten der Deutschen Landwirtschafts Gesellschaft. 98:59-78.
[51] ROVIRA A. D. and DAVEY C. B., 1971- Biology of the rhizosphere. In The Plant root and its Environnement, Ed C E.W. University Press of Virginia, Charlotesville.
[52] PINTON R., VARANINI Z. and NANNIPIERI p., 2001.The rhizosphere, New York.
[53] GOBAT J-M., ARAGNOM. and MATTEHE Y W., 1998- Le sol vivant.Bases de pédologie, biolgie des sols. Presses Polytechnques et Universitaires Romandes, Collection Gérer l'Environement N° 14, Lausanne.569 p.
[54] BALANDREAU J. and KNOWELES R., 1978- The rhizosphere. In Interactions between non-pathogenic soil microorganisms and plants. Dommergues Y.R.and Krupa S.V.eds.Elsevier, Amstedam. 475 p.
[55] CLARK F.E., 1949- Soil microorganisms and plant roots. *Advances in Agronomy*, 1, 241288.
[56] SOBTI S., 2013 - Isolement des bactéries telluriques résistantes aux effets de salinité. Mémoire magister. Microbiologie appliquée, université de KASDI –MERBAH, Ouargla. 38p.
[57] LYNCH J.M. et WHIPPS J.M., 1990-Substrate flow in the rhizosphere .Plant and Soil 129 :110.

[58] MC NEAR Jr., D. H., 2013 -. The Rhizosphere - Roots, Soil and Everything In between. Nature Education Knowledge 4(3):1.
[59] CHANG C.W.et BANDURSKI R.S., 1964 - Exocellular enzymes of corn roots. Plant physiology. **39**: 60-64.
[60] MORRE E.R.B., TINDALL B.J., MARTINS DOS SANTOS V.A.P., PIEPER D.H., RAMOS J.L. et PALLERONI N.J., 2006- Nonmedical: Pseudomonas, p.646-703. In M. Dworkin, S. Falkow, E.Rosenberg, K. H. Schleifer, et E. Stackebrandt (ed.), Prokaryotes, Springer, USA.
[61] REVIRA A.D., 1973-Zones of exudation along plant roots and spatial distribution of microorganismes in the rhizosphere .Pesticide science .**4** :361-366.
[62] PRESCOT L.M., HARLEY J.P. et KLEIN D.A., 1999-Microbiologie (3ème Eds).DeBoeck Université.(Ed) Bruxelles Belgique.1014PP.
[63] KHALID A, ARSHAD M, ZAHIR ZA. ,2006- Phytohormones: microbial production and applications. In: Uphoff N et al (eds) Biological approaches to sustainable soil systems. Taylor and Francis, Boca Raton, Florida, pp 207–220.
[64] GERMIDA J. J., SICILIANO S. D., DE FREITAS J. R et SEIB A. M., 1998- Diversity of root-associated bacteria associated with field-grown canola (*Brassica napus* L.) and wheat (*Triticum aestivum* L.). FEMS Microbiol. *Ecol.* 26 43–50.
[65] ALISTONDO R, SOL CJ, SALIMANS MM, JANSEN CL, WERTHEIM-VAN DILLEN PM., 1990- Rapid and simple method for purification of nucleic acids. J Clin Microbiol.; 28 (3):495-503.
[66] ANGERS D.A and MEHUYS G.R, 1989 – Effects of cropping on carbohydrate content and water stable aggregation Can.J ; Soil. Sci.69 :373-380.
[67] DOMMERGUES A., 1978- Effect of straw incorporation on the yield and nitrogen balance in the sundy soil pearm mellet cropping system of Senegal. Plant and Soil 50 :647-662.
[68] HALLMAN, J., A. QUADT-HALLMAN, W.F. MAHAFFEE et J.W. KLOEPPER., 1997- Bacterial endophytes in agricultural crops. *Can. J. Microbiol.*,43: 895-914.
[69] AMIR, HG, ZH. SHAMSUDDIN, MS. HALIMI, M. MARZIAH et Ramlan MF., 2005- Enhancement in nutrient accumulation and growth of oil palm seedlings caused by PGPR under field nursery conditions. *Commun Soil Sci Plant Anal* 36:2059–2066.
[70] DURSUN, A., M. EKINCI et DONMEZ MF., 2008 - Effects of inoculation bacteria on chemical content, yield and growth in rocket (*Eruca vesicaria* subsp sativa). *Asian J Chem*. **20**:3197–3202.
[71] SOMASEGARAN P., HOBEN H.J., 1994 - Handbook for Rhizobia. Sringer verlage New York.
[72] PELMONT J., 1995- Bactérie et environnement. Vol 2. Office des Publication Universitaire.Grenoble.
[73] VINCENT J.M., 1970- The manual for the practical study of root nodule bacteria. Blackwell Scientific Publication. Oxford, United Kingdom.
[74] BOIVIN-MASSON C., BONTEMPS C., GOLFIER G., GRIS-LIEBE C., et TALINI L., 2006- Détection et typage du gène *nodC* à l'aide de biopuces à ADN: perspectives pour l'étude de la diversité et de l'écologie moléculaire des rhizobia. Les Actes du BRG 6: 97-110.

[75] KALITA et M., MALEK w., 2004- Phenotypic and genotypic characteristics of Rhizobia isolated from *Genista tinctoria* root nodules.System. appl. Microbiol 27: 707-715.

[76] PRIN Y., GALIANA A., DUCOUSSO M., DUPUY N., DE LAJUDIE P., NEYRA M., 1993- Les Rhizobiums d'Acacia. Biodiversité et taxonomie. Bois et forêts des tropiques, n 238, 4ème trimestre.

[77] NDIAYE A.A., SYLLA S.N., GUEYE M., DELAJUDIE P et NDOYE I., 2002 - Utilisation de la technique d'électrophorèse des protéines totales sur gel de polyacrylamide-SDS (SDS-PAGE) pour l'étude de la diversité des Rhizobiums *d'Acacia tortilis* (Forsk) Hayne subsp.*Raddiana*(Savi) Brenan. African Journal of Science and Technology. Science and EngineeringSeries 3 (1):33-43.

[78] GRAHAM P.H., SADOWSKY M.J., KEYSER H.H., BARNET Y.M., BRADLEY R.S., COOPER J.E., DELEY D.J., JARVIS B.D.W., ROSLYCCKY E.B., STRIJDOM B.W et YOUNG J.P.W., 1991 - Proposed minimal standards for the description of new genera and species of root-and stemnodulating bacteria. Int. J. Syst. Bacteriol 41: 582-587.

[79] VANDAMME P., POT B., GILLIS M., DE VOS M., KERSTERNS K and SWINGS J., 1996- Polyphasic taxonomy, a consensus approach to bacterial systematics. Microbiological reviews 60 (2):407-438.

[80] TIGHE S.W., DE LAJUDIE P., DIPIETRO K., LINDSTROM K and NICK G., JARVIS B.D.W., 2000- Analysis of cellular fatty acids and phenotypic relationships of *Agrobacterium, Bradyrhizobium, Mesorhizobium, Rhizobium and Sinorhizobium* species using the Sherlock Microbial Identification System. International Journal of Systematic and Evolutionary *Paenibacilluspolymyxa* toward the oomycete plant pathogens *Phytophtorapalmivora* and *Pythiumaphanidermatum*. In: Timmusk S. (ed). Mechanism action of the plant growth promoting bacterium *Paenibacilluspolymyxa* .Microbiol., 19, 1–28.

[81] SYET A., GIRAUD E., JOURAND P., GARCIA N., WILLEMS A., DE LAJUDIE P., PRIN Y., NEYRA M.,GILLIS M., BOIVIN-MASSON C and DREYFUS B., 2001- Methylotrophic bacteria nodulate and fixnitrogen in symbiosis with legumes. Journal of Bacteriology.183: 213-220.

[82] CHEN W.M., LEAVENS S., LEE T.M., COENYE T., DE VOS P., MERGEAY M and VANDAMME P.,2001- *Ralstonia taiwanensis* sp.nov. Isolated from rood nodules of *Mimosa* species and sputum of a cystic fibrosis patient. Sys Evol Microbiol 51: 1729-1735.

[83] MOULIN L., MUNIVE A., DREFUS B and BOIVIN-MASSON C., **2002 -** Nodulation of legumes by members of the beta-subclass of Proteobacteria . Nature 411: 948-950.Mikola P., 1988. Ectendomycorrhiza of conifers.*Silvia fennica* 22: 19-27.

[84] RIVAS R., WILLEMS S., SUBBA-RAO N.S., MATEOS P.F., DAZZO F.B., KROPPENSTEDT R.M., MARTINEZ-MOLINA E., GILLIS M and VELAZQUEZ E., 2003 - Description of *Devosia neptuniae* sp.nov.that nodulates and fixes nitrogen in symbiosis with *Neptunia natans*, and aquatic legume from India. Syst appl Microbiol 26: 47-53.

[85] VAN BERKUM P., EARDLY B.D., 2002 - The aquatic Budding bacterium *Blastobacter denitrificans* is a Nitrogen-Fixing symbiont of *Aeschynomene indica*. Appl Environ Microbiol 68: 1132-1136.

[86] BENHIZIA Y., BENHIZIA H., BENGUEDOUAR A., MURESU R., GIACOMINI A and SQUARTINI A., 2004 - Gamma proteobacteria can nodulate legumes of the genus *Hedysarum*. System. Appl.microbiol 27: 462-468.

[87]PATRIARCA E.J., TATE R., FERRAIOLI S and IACCARINO M., 2004- Organogenesis of legume root nodules. *Int Rev Cytol* 234: 201-62.

[88] DENARIE J., Texte de la 8ème conférence de l'Université de tous les savoirs réalisée le 8 janvier 2000.

[89] MOSCHETII G., PELUSO A.L., PROTOPAPA A., ANASTASIO M., PEPE O and DEFEZ R., 2005- Use of nodulation pattern, stress tolerance, *nodC* gene amplification, RAPD-PCR and RFLP-16S rDNA analysis to discriminate genotypes of *Rhizobium leguminosarium* biovar *viciae*. Systematic and applied Microbiology 28: 619-631.

[90] PERRY J.J., STALEY J.T and LORY S., 2004- Microliologie. Edition Dunod, Paris.

[91] DUPUY Y and NOUGIER P. 2005- Les microorganismes. Du gène à la biosphère. Edition Ellipses.Paris.

[92] BELANGER E., 1998- Purification et caractérisation des facteurs de nodulation de *Rhizobium sp*. (*Oxytropis Arctobla*) souche N33. Mémoire pour l'obtention du grade de maître des sciences.Université de Laval.

[93] MACHRAFI Y., 2001- Inhibition de la symbiose Rhizobium-Légumineuse par les acides phénoliques provenant des écorces de résineux. Mémoire pour l'obtention du grade de maître des sciences. Université Laval.

[94] PELMONT J., 2005. Biodégradation et métabolisme. EDP Sciences.

[95] HELLER R., ESNART R and LANCE C., 1989- Physiologie végétale. 4ème Edition Masson, Paris.

[96] LOH J., PIERSON E.A., PIERSON L.S., STACEY G and CHATTERJEE A., 2002- Quorum sensing in plant-associated bacteria. Current Opinion in Plant Biology 5: 1369-5266.

[97] CHEN, W. X., YAN, G. H., and LI, J. L. 1988- Numerical taxonomic study offast-growing soybean rhizobia and a proposai that *Rhizobium fredii* be assigned to *Sinorhizobium* gen. nov. *Int. J Syst. Bacteriol.* 38: 392-397.

[98] JARVIS, B. D. W., DOWNER, H. L., and YOUNG, J. P. W. 1992- Phylogeny offast-growing soybeannodulating rhizobia supports synonymy of *Sinorhizobium* and *Rhizobium* assigrunent to *Rhizobium fredii*, *Int.* 1. *Syst. Bacteriol.* 42 : 93.

[99] DE LAJUDIE, P., WILLIEMS, A., POT, B., DEWETINCK, D., MAESTROJUAN, G., NEYRA, M., COLLINS, M. D., DREYFUS, B., KERSTERS, *K.*, and GILLIS. M. 1994- Polyphasic taxonomy of Rhizobia :Emendation of the genus *Sinorhizobium* and description of *Sinorhizobium saheli* sp. nov., and *Sinorhizobiurn teranga* sp. nov. *Int. J Syst. Bacteriol.* 44: 715-733.

[100] ROME, S., FERNANDEZ, M. P., BRUNEI, B., NORMAND, P., and CLEYET-MAREL, J. C. 1996- *Sinorhizobium medicae* sp. nov. isolated from annual *Medicago* spp. *Int.* 1. *syst. Bacteriol.* 46 :972-980.

[101] NICK, G., DE LAJUDIE, P., EARDLY, B. D., SUOMALAINEN, S., PAULIN, L., ZHANG, X., GILLIS, M., and LINDSTROM, K., 1999- *Sinorhizobium arboris* sp. nov. And *Sinorhizobium kostiense* sp. nov., isolated from leguminous trees in Sudan and kenya. *lnt. J Syst. Bacteriol.* 49 : 1359-1368.

[102] BLOEMBERG G.V. and **LUGTEMBERG B.J., 2001-** Molecular basis of plant growth promotion and biocontrol by rhizobia. Current Opinion in Plant Biology, 4, 343-350.

[103] DÉNARIÉ J, DEBELLE F and ROSENBERG G., 1992- Signaling and host range variation in nodulation. Annu. Rev. Microbiol.46 :497-531.

[104] FRANSSEN, H.J., I.VIJN, W.C. YANG., and BISSELING T., 1992- Developmental aspects of the *Rhizobium*-legume symbiosis. *Plant Mol. Biol.*, **19:** 89-107.

[105] Perret, X., C. Staehelin et W.J. Broughton., 2000 - Molecular basis of symbiotic promiscuity. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.*, **64:** 180-201.

[106]GERDEMANN, J. W. and TRAPPE, J. M ,1974- The Endogonaceae in the Pacific Northwest. *Mycol mem* 1–76.

[107] SCHÜBLER, A., SCHWARZOTT, D. and WALKER, C., 2001- A new fungal phylum, the Glomeromycota : phylogeny and evolution. *Mycological research* 105, 1413–1421.

[108] SCHÜBLER *A*, WANG YT, QIU Q, YANG ZY, HU ZJ, TAM NFY, XIN GR, ARBUSCULAR., STOCKINGER H and KRÜGER M., 2010 - Community Dynamics of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in High-Input and Intensively Irrigated Rice Cultivation Systems, Appl Environ Microbiol. 81(8): 2958–2965.

[109] KRUGER, M., KRUGER, C., WALKER, C., STOCKINGER, H. and **SCHUSSLER, A, .2012-** Phylogenetic reference data for systematics and phylotaxonomy of arbuscular mycorrhizal fungi from phylum to species level. *New Phytol* 193, 970–984.

[110] GEHRIG, H, SCHÜSSLER, A and KLUGE, M., 1996 - Geosiphon pyriforme, a fungus forming endocytobiosis with Nostoc (cyanobacteria), is an ancestral member of the Glomales: evidence by SSU rRNA analysis. *J Mol Evol* 43, 71–81.

[111] REDHEAD J.F, 1980- Mycorrhiza in natural tropical forest. In: Tropical Mycorrhiza Research, Mikola P. (ed.), Clarendon press, Oxford, pp. 127-142.

[112] MIKOLA P, 1988- Ectendomycorrhiza of conifers.*Silvia fennica* 22 : 19-27.

[113] LE TACON F., 1985 - Les mycorhizes : une coopération entre plantes et champignons. La recherche 166: 624 - 632.

[114] FRANK AB .,1877- Über die biologischen Verhältnisse des Thallus einiger Krustenflechten- Beiträge zur Biologie der Pflanz en , vol. 2, pp. 123-2 00.

[115] HARLEY JL ,1989-The significance of mycorrhiza. *Mycological Recherch* 92: 129-139.

[116] LAMBERS H, **MOUGEL C**, **JAILLARRD B** and **HINSINGER P., 2009-** Plant-microbe-soil interactions in the rhizosphere: an evolutionary perspective. *Plant Soil*. 321: 83-115.

[117] FORTIN JA , PLENCHETTE C, PICHE Y .,2008- les mycorhizes la nouvelle révolution verte, édition Multi Mondes.

[118] BOLAN NS. , 1991- A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. Plant and Soil, vol. 134, , pp. 189-207.

[119] SMITH SE, READ DJ., 1997- Mycorrhizal symbiosis. Second edition. Academic Press; Harcourt Brace and Compan y Publishers, 605p.

[120] DICKSON S, SMITH SE and SMITH FA., 1999- Characterization of two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with Allium porum : colonization, plant growth and phosphate uptake. — New Phytologist, vol. 144, pp. 163-172.

[121] BOTHE H, KLINGNER A, KALDORF M, SCHMITZ O, ESCH H, HUNDESHAGEN B and BOTANISCHES H .,1994 - Biochemical approaches to the study of plant-fungal interactions in arbuscular mycorrhiza Institut, Universitiit zu Kdln, Gyrhofstr. 15, D-50923 K6ln (Germany).

[122] Davies FT, Potter JR, Linderman RG.,1992 - Drought resistance of mycorrhizal pepper plants independent of leaf P concentration-response in gas exchange and water relations. Physiologia Plantarum, 87: 45-53.

[123] SUBRAMANIAN KS, CHAREST C.,1997-Nutritional, growth, and reproductive responses of maize (Zea mays L.) to vesicular mycorrhizal inoculation during and after stress at tasseling. Mycorrhiza, 7: 23-25.

[124] MOSER M, HASELWANDTER K., 1983- Ecophysiology of mycorrhizal symbiosis, in: Encyclopedia of Plant Physiology, New Series, vol. 12, pp. 392-421. Eds O. L. Lange. P. S. Nobel, C. B. Osmond and H. Ziegler. Springer, Berlin-Heidelberg-NewYork.

[125] SCHTIEPP H, DEHN B, STICHER H .,1987 - Interaktionen zwis-chen VA-Mykorrhiza und Schwermetallbelastungen. Angew. Bot. 61 85-96.

[**126**] **FITTER AH .,1991**-Implication for functioning under natural conditions. Experientia 47(1991) 350-355.

[127] BOUFENAR F. et ZAGHOUANE O., 2006- Guide des principales variétés de céréales à paille en Algérie (blé dur, blé tendre, orge et avoine) I.T.G.C., 1ère ed., 70p.

[128] PAUL-OLIVIER R .,2009 - Rôle de champignons mycorhiziens à arbuscules dans le transfert du cadmium (Cd) du sol à la luzerne (*Medicago truncatula*). Thèse de doctorat : Sciences du Sol- l'Université Henri Poincaré, Nancy I .France . 60p.

[**129**] **CLEYET MAREL, J. C., 1989-** Competition between *Bradyrhizobium japonicum* strains for nodulation: study of nodulation regulation in the soybean. *Symbiosis* (7), 171-186.

[130] NADJEM K., 2012- Contributionà l'étude des effets du semis direct sur l'efficience d'utilisation de l'eau et le comportement variable de la culture de blé en region semi-aride. Thèse Mag.Université de Ferhat Abbass Sétif, 108p.

[**131] NORINI M.P., 2007**-Ecodynamique des communautés microbiennes dans des sols à polution HAP, métaux : influence de la rhizosphère et de la mycorhization ; Sn v1 : 234-265.

[**132**] **GOUZOU L., 1992-** Devenir d'une population bactérienne dans la rhizosphère du blé et ses effets sur la plante : Cas de *Bacillus polymyxa*. Thèse de Doctorat Nancy I, 210p.

[133] SERGHINI H.C., ECCHEMMAKH P., 2008- Altérations accompagnant le vieillissement accéléré de blé tendre. Cahier agricultures, 17 (1), 39-44.

[**134**] **ALAMI Y., 1997-**Rôle d'une bactérie productrice d'exopolysaccharides (*Rhizobium* sp.,) dans l'agrégation du sol rhizosphérique du tournesol : conséquences de l'inoculation sur la structuration du sol et la nutrition minérale de la plante. Thèse de Doctorat de l'université Nancy I,138p.

[135]LECOMPTE M., 1965- L'expérimentation et les engrais : Les bases de l'expérimentation et les méthodes de calcul statistique, 50p.

[136] TRANCHEFORT J., 1987- La démarche expérimentale de lecture du protocole à l'exploitation des résultats. Service des études statistiques : Inst. Tech des céréales et des fourrages. France . 2, 4-124.

[137] TAIBI H., MEKLICHE H., KHALDOUN A., TALEB F et KHELOUFI S., 2003- Etude comparative d'adaptation à la sécheresse entre des variétés de blé dur et d'orge : Etude morphologique-A : Enracinement en pots. Rev.céréal. ITGC., 39, 7- 8.

[138]BELKHARCOUCHE H., FELLAH S., BOUZERZOUR H., BENMAHAMMED A et CHELLAL N., 2009 -Vigueur de croissance, translocation et rendement en grains du blé dur (*Triticum durum* Desf) sous conditions semi arides. Courrier de savoir, 9, 17-24.

[139]JAMAGNE M., 1967 - Bases et techniques d'une catographie des sols. Ann. Agron., n° hors-série, 18, 142 p.

[140]MATHIEU C. ET PIELTAIN F., 2003- Analyse chimique des sols, méthodes choisies, Ed : Tec et Doc Lavoisier, 250p.

[141] HAMOUNI M., TOUAF L. ET CHEKIRED Z., 2004- Analyse du sol, intérêt agronomique. Institut National des Sols, de l'irrigation et du drainage (INSID)-Alger, 1-28.

[142]CLEMENT J. M., 1981-Larousse agricole.

[143]MAZLIAK P., 1988 - Croissance et développement (physiologie végétale). Ed. Herman 87, 202p.

[144]BADA., 2007- Microflora of extreme arid Atacama Desert soils Soil Biology and Biochemistry, Volume 39, Issue 2, February 2007 : 704-708.

[145]DOMMERGUES Y., DUHOUX E. ET DIEM H.G., 1999- Etablissement et fonctionnement des symbioses rhizobiennes. Dans les Editions espaces 34, les arbres fixateurs d'azote: caractéristiques fondamentaux et rôle dans l'aménagement des écosystèmes méditérannéens et tropicaux avec référence particulière aux zones subhumides et arides, 2, 1-31.

[146] RODRIGUEZ H. and FRAGA R., 1999- Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion.Biotech.Adu., 17, 319-339.

[147] WHIPPS J.M., 2001- Microbial interactions and biocontrol in the rhizosphere. J. Exp. Bot., 52, 487-511.

[148] SIDIQUI I.A, MAHMOOD I and HAQUE S.E ., 2001- Effect of *Verticillum chlamydosporium* and *Pseudomonas aerugimosa* in the control of *Myloidogine javanica*. Nimatologia medeteranne 58 :229-239.

[149] ONGENA *L*, LEMESSA D and ZELLER S, 2007-Biocontrol of tomato wilt disease by *Bacillus subtilis* isolates from natural environments depends on conserved genes mediating biofilm formation. Environ Microbiol; 15(3): 848–864.

[150] BISWAS J.C ., BALDANI S., GOVINDARAJAN R, 2000-Rhizobial Inoculation Influences Seedling Vigor and Yield of Rice. Agronomy journal 92(5):880 -886 ·

[151] ASGHAR, H.N , ZAHIR, Z.A . ARSHAD N and KHALIQ A., 2002- Relationship between in vitro production of auxins by rhizobacteria and their growth-promoting activities in *Brassica juncea* L. Biol. Fertil. Soils, 35 (2002), p. 231–237.

[152]BASHAN, Y., HOLGUIN, G and DE-BASHAN, L. E, 2004- *Azospirillum*–plant relationships: Physiological, molecular, agricultural, and environmental advances (1997–2003). Can.

J. Microbiol. 50, 521–577.

[153]NELSON J.B, 2004-Microbial dynamics and interactions in the spermosphere. Annu Rev Phytopathol. 2004;42:271-309.

(154) BARASSI C.A., AYRAULT G., CREUS C.M., SUELDO R.J., SOBERO M.T., 2006- Seed inoculation with *Azospirillum* mitigates NaCl effects on lettuce. Sci. Horticulturae (Amsterdam) 2006; 109:8–14.

[155]MUNESS A and M.S KHAN., 2011- Assessment of plant growth promoting of Rhizobacterium Pseudomonas putida under insecticide stress. Microbiology journal ; 1 : 54-64.

[156]BABBA., 2010- Application of mycorhizae for controlling root diseases of seasame, Journal of plant protection researche ; 51(4) : 355-362.

[157]SATRANI B., EL OUADIHI N., GUEDIRA A., FREY-KLETT P., ARAHOU M. et GARBAYE J., 2009- Effet de la bactérisation des graines sur la croissance des plants de *Cedrus atlantica* Manetti, Biotechnol. Agron. Soc.Environ., 13 (3), 367-372.

[158]KAPULNIK Y., OKON Y and HENIS Y., 1995- Changes in root morphology of wheat caused by *Azospirillum* inoculation. Can. J. Microbiol., 31, 881-887.

[159]FREY-KLETT P., CHURIN J.L., PIERRAT J.C. and GARBAYE J., 1999- Dose effect in the dual inoculation of an ectomycorrhizal fungus and mycorrhiza helper bacterium in two forest nurseries. Soil Biol. Biochem., 31, 1555-1562.

[160]BENDING G.D., POOLE E.J. and READ D.J., 2002- Characterization of bacteria from *Pinussylvestris- Suillusluteus* mycorrhizas and their effects on root-fungies interactions and plant growth. FEMS Microbial. Ecol., 39, 219-227.

[161]GAMALERO E., 2003- Characterisation of functional traits of two fluorescent pseudomonads isolated from basidiomes of ectomycorrhizal fungi. SoilBiol. Biochem., 35, 55-65.

[162]CHANWAY C.P., RADLEY R.A. and HOLL F.B., 1991- Inoculation of conifer seed with plant growth promoting *Bacillus* strains increased seedling emergence and biomass. Soil Biol. Biochem., 23, 575-580.

[163]BERGE O., 1984- Effet de l'inoculation de blé par une bactérie fixatrice d'azote. D.E.A. I.N.P.L-Nancy, 195 p.

[164]CHERCHALI A., 2014- Implication de *Paenibacillus* sp. dans les mécanismes de tolérance au stress hydrique du blé dur *Triticumdurum* (Desf.).Mém. Mag. USTHB.Alger, 69 p.

[165]FRANKENBERGER W.T. and ARSHAD M., 1995-Phytohormones in soils: Microbial production and function. Marcel Dekker, New York.

[166]TIMMUSK S., WEST P.V., GOW N.A.R. and WAGNER E.G.H., 2003 –Antagonistic effect of *Paenibacillus polymyxa* toward the oomycete plant pathogens *Phytophtora palmivora* and *Pythiumaphanidermatum*. In: Timmusk S. (ed). Mechanism action of the plant growth promoting bacterium *Paenibacillus polymyxa* .Microbiol., 19, 1–28.

[167]AHN, D, 2008-Tri-phasic expression of posterior Hox genes during development of pectoral fins in zebrafish: Implications for the evolution of vertebrate paired appendages. Developmental Biology 322(1): 220-233.

[168]KIRDI B., 2011-Etude bioinformatique des patrons évolutifs de l'adaptabilité de la symbiose rhizobienne du niébé (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) vis à vis la déficience en phosphore des sols. Thèse . Doctorat ENSA Algérie ; 120p.

[169]MA Y., RAJKUMAR M., VICENTE J.A. and FREITAS H., 2011b- Inoculation of Ni-resistant plant growth promoting bacterium *Psychrobacter* sp.strain SRS8 for the improvement of nickel phytoextraction by energy crops. Int. J. Phytorem., 13, 126–139.

[170]KACI Y., 2006– Les bactéries productrices de polysaccharides dans la rhizosphère du blé dur (*T. durum* L.) : Effet sur l'agrégation du sol. Thèse de Doctorat d'état USTHB-Alger, 198p.

[171] Kucey R.M., 1988- Alteration of size of wheat root systems and nitrogen fixation by associative nitrogen-fixing bacteria measured underfield conditions. Can. J. Microbiol., 34, 735-739.

[172]ARAUS J.L., AMARO T., VOLTAS J., MAKHLOUF H. and NACHIT M.M.,1998- Chlorophyll florescence as selection criteria for grain yield in durum wheat under Mediterranean conditions. Field Crop Res., 55, 209-223.

[173] EL HADEF E.,2015-Valeurs d'appréciation de la qualité technologique et biochimique des nouvelles obtentions variétales de blé dur en Algérie. Mémoire Magister. Génétique et Amélioration des Plantes. Université Ferhat Abbas Sétif 1, 38p.

Annexes

Annexe 1 :

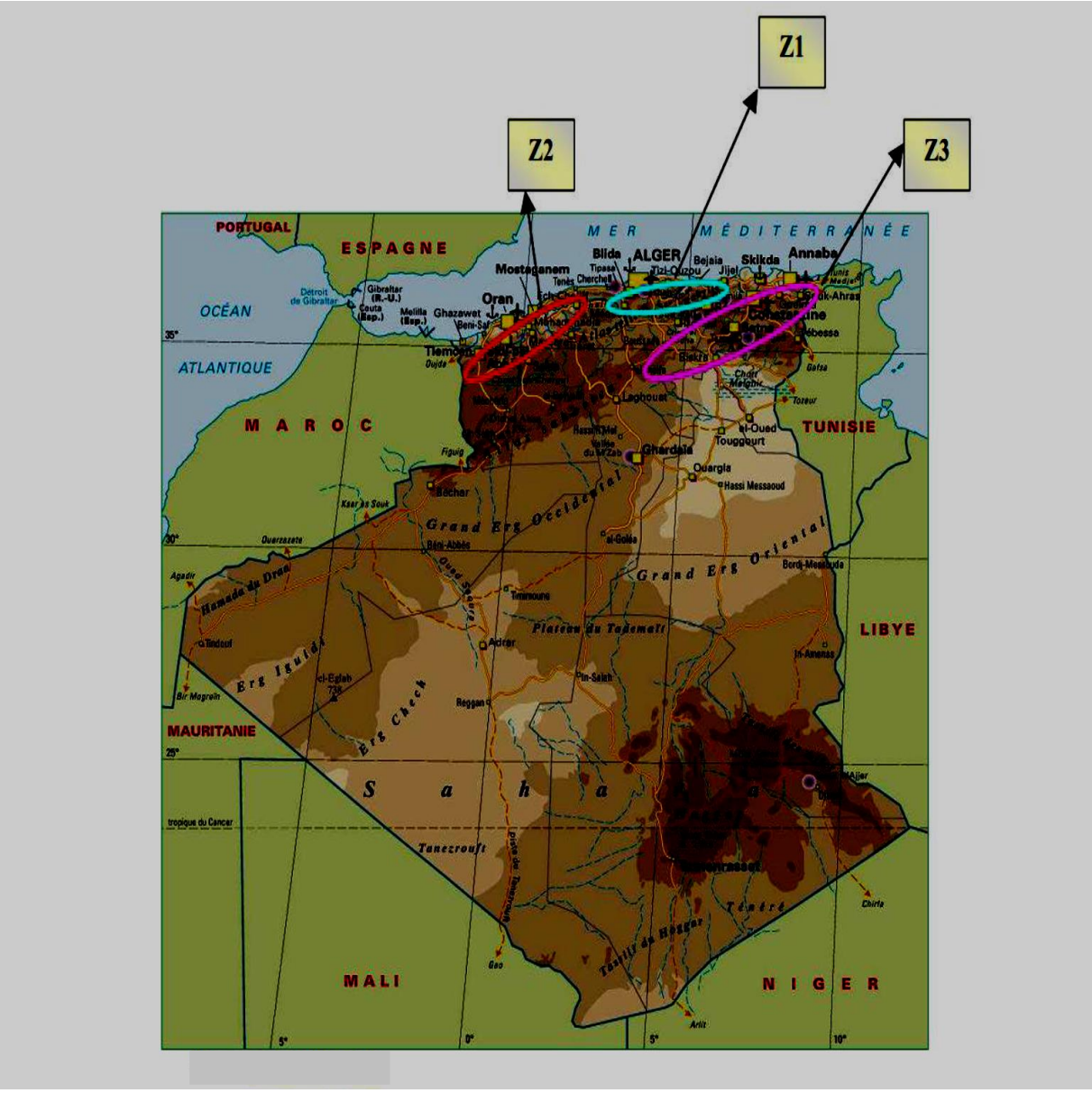


Figure 1 : Localisation des zones céréalières en Algérie **[173]**.

Annexe 2 :

Les milieux de culture, la solution tampon et les réactifs utilisés

1-Les milieux de culture :

1.1. Milieu Y.E.M (Yeast Extract Mannitol) en g/l

K2HP04 …….0.5 g
MgS04, 7H20 ……0.2 g
NaCI ……..0.1g
Mannitol ……l0g
Yeast Extract ……. 0.8 g
Eau distillée ……1000 ml
pH: 6.5
Autoclavage 120 °C pendant 20 minutes.

1.2. Vermiculite :

1-Préparation du support de vermiculite :

Vermiculite $(Fe^{+3}Mg^{+2})$ (Si Al)O_{10} $(OH)_2$……200 g
Eau distillée ……..……1000 ml
Autoclavage 120 °C pendant 30 minutes.

2-Caractéristiques techniques :

Valeur moyenne	**vermiculite**
Masse volumique	ρ = 110 kg/m^3
Propriétés thermiques	
Chaleur spécifique	c = 900 J/kg.K
Conductivité thermique	λ = 0,060 W/m.K
Epaisseur	e = 0,20 m
Résistance thermique	R = 3,33 m^2.K/W
Capacité thermique surfacique	19,8 kJ/m^2.K
Effusivité thermique	1,28 W.h1/2/ m^2.K
Diffusivité thermique	6.10-7 m^2/S
Déphasage thermique	6 h
Résistance à la diffusion de vapeur d'eau	3 < μ < 4
Bilan « énergie grise »	49 kWh/m2
Bilan « CO_2 »	10 kg eq CO_2/m^2

1-3.Les solutions tampons :

Eau physiologique :

NaCL ……..5g
Eau distillée……1000 ml
Autoclavage 120 °C pendant 20 minutes.

Solution de saccharose :

Saccharose …….20g
Eau distillée……..1000 ml

Annexe 3 :

Numération directe sur la cellule de Malassez :

- On vérifie que la cellule et lamelle soient parfaitement propres et on pose la lame sur un plan parfaitement horizontal et la lamelle sur les plateaux de la lame, en laissant une surface pour le dépôt de l'échantillon.

- La dilution est homogénéisée par agitation et un certain volume est prélevé à l'aide d'une pipette Pasteur.
- La pointe de la pipette est amenée au bord de la lamelle et on remplit l'espace compris entre la chambre et la lamelle sans que le liquide déborde.

- La numération ne peut être entreprise qu'après un temps suffisant pour permettre aux cellules de sédimenter c'est-à-dire se déposer sur le plancher.

- On observe avec un faible grossissement, pour distinguer le quadrillage et les cellules microbiennes, puis on passe au grossissement plus fort.

- On compte le nombre de bactéries localisées sur les rectangles des deux diagonales et on calcul la moyenne. Le chiffre trouvé correspond au nombre de bactéries contenues dans un rectangle soit dans un volume de 0.01 mm^3.

- Sachant que 0.01 mm^3 =10^{-5} ml et que la concentration est estimée en nombre de bactéries/ml.

X= nombre de bactéries dans un rectangle x facteur de dilution/10^{-5}

Annexe 4 :

a-Table statistique de la loi de Fisher-Snedecor (Table de F5%) :

Les entrées dans la table correspondent à une probabilité P=0.05 (5%).

	n1											
n2	1	2	***3*** ↓	***4*** ↓	5	6	7	8	9	10	11	12 →∞
1	161.4	199.5	215.7	224.6	230.2	234	236.8	238.9	240.5	241.9	243.0	243.9
2	18.51	19.00	19.16	19.25	19.30	19.33	19.35	19.37	19.38	19.40	19.40	19.41
3	10.13	9.55	9.28	9.12	9.01	8.94	8.89	8.85	8.81	8.79	8.76	8.74
4	7.71	6.94	6.59	6.39	6.26	6.16	6.09	6.04	6.00	5.96	5.94	5.91
5	6.61	5.79	5.41	5.19	5.05	4.95	4.88	4.82	4.77	4.74	4.70	4.68
6	5.99	5.14	4.76	4.53	4.39	4.28	4.21	4.15	4.10	4.06	4.03	4.00
7	5.59	4.74	4.35	4.12	3.97	3.87	3.79	3.73	3.68	3.64	3.60	3.57
8	5.32	4.46	4.07	3.84	3.69	3.58	3.50	3.44	3.39	3.35	3.31	3.28
9	5.12	4.26	**3.86**	**3.63**	3.48	3.37	3.29	3.23	3.18	3.14	3.10	3.07
10	4.96	4 .10	3.71	3.48	3.33	3.22	3.14	3.07	3.02	2.98	2.94	2.91
11	4.84	3.98	3.59	3.36	3.20	3.09	3.01	2.95	2.90	2.85	2.82	2.79
12	4.75	3.89	3.49	3.26	3.11	3.00	2.91	2.85	2.80	2.75	2.72	2.69
13	4.67	3.81	3.41	3.18	3.03	2.92	2.83	2.77	2.71	2.67	2.63	2.60
14	4.60	3.74	3.34	3.11	2.96	2.85	2.76	2.70	2.65	2.60	2.57	2.53
15	4.54	3.68	3.29	3.06	2.90	2.79	2.71	2.64	2.59	2.54	2.51	2.48
↓												
∞												

b-Table statistique de la loi de Fisher-Snedecor (Table de F1%) :

Les entrées dans la table correspondent à une probabilité **P=0.01 (1%).**

	n1											
n2	1	2	***3*** ↓	***4*** ↓	5	6	7	8	9	10	11	12→ ∞
1	4052 .	4999.	5403.	5624.	5764	5859	5928	5981	6022.	6055.	6083.	6106.
2	2	3	5	3	99.3	99.33	99.	99.3	4	9	4	7
3	98.5	99.00	99.16	99.25	0	27.91	3	27.4	99.39	99.4	99.41	99.42
4	34.12	30.82	29.46	28.71	28.2	15.21	27.6	14.8	27.34	27.23	27.13	27.05
5	21.2	18.00	16.69	15.98	4	10.67	14.9	10.2	14.66	14.55	14.45	14.37
6	16.26	13.27	12.06	11.39	15.5	8.47	10.4	8.1	10.16	10.05	9.96	9.89
7	13.75	10.92	9.78	9.15	2	7.19	8.26	6.84	7.98	7.87	7.79	7.72
8	12.25	9.55	8.45	7.85	10.9	6.37	6.99	6.03	6.72	6.62	6.54	6.47
9	11.26	8.65	**7.59**	**7.01**	7	5.80	6.18	5.47	5.91	5.81	5.73	5.67
10	10.56	8.02	6.99	6.42	8.75	5.39	5.61	5.06	5.35	5.26	5.18	5.11
11	10.04	7.56	6.55	5.99	7.46	5.07	5.20	4.74	4.94	4.85	4.77	4.71
12	9.65	7.21	6.22	5.67	6.63	4.82	4.89	4.50	4.63	4.54	4.46	4.40
13	9.33	6.93	5.95	5.41	6.06	4.62	4.64	4.30	4.39	4.3	4.22	4.16
14	9.07	6.70	5.74	5.21	5.64	4.46	4.44	4.14	4.19	4.1	4.02	3.96
15	8.86	6.51	5.56	5.04	5.32	4.32	4.28	4.00	4.03	3.94	3.86	3.80
↓	8.68	6.36	5.42	4.89	5.06		4.14		3.89	3.8	3.73	3.67
∞					4.86							
					4.69							
					4.56							

***n1* :** nombre de degrés de liberté du numérateur.

n2 : nombre de degrés de liberté du dénominateur.

Annexe 5:

Table statistique (Table de t de Fisher)

n2	**5 %** ↓	**1 %** ↓
1	12.706	63.657
2	4.303	9.925
3	3.182	5.841
4	2.776	4.604
5	2.571	4.032
6	2.447	3.707
7	2.365	3.499
8	2.306	3.355
9	**2.262**	**3.250**
10	2.228	3.169
……	……	……
11	2.201	3.106
12	2.179	3.055
13	2.160	3.012
14	2.145	2.977
15	2.131	2.947
16	2.120	2.921
17	2.110	2.898
18	2.101	2.878
19	2.093	2.861
20	2.086	2.845
…….	……	……
21	2.080	2.831
22	2.074	2.819
23	2.069	2.807
24	2.064	2.797
25	2.060	2.787
26	2.056	2.779
27	2.052	2.771
28	2.048	2.763
29	2.045	2.756
30	2.042	2.750
……	……..	……
40	2.021	2.704
60	2.000	2.660
120	1.980	2.617
∞	1.960	2.576

n2 : nombre de degrés de liberté de l'erreur.

Annexe 6:

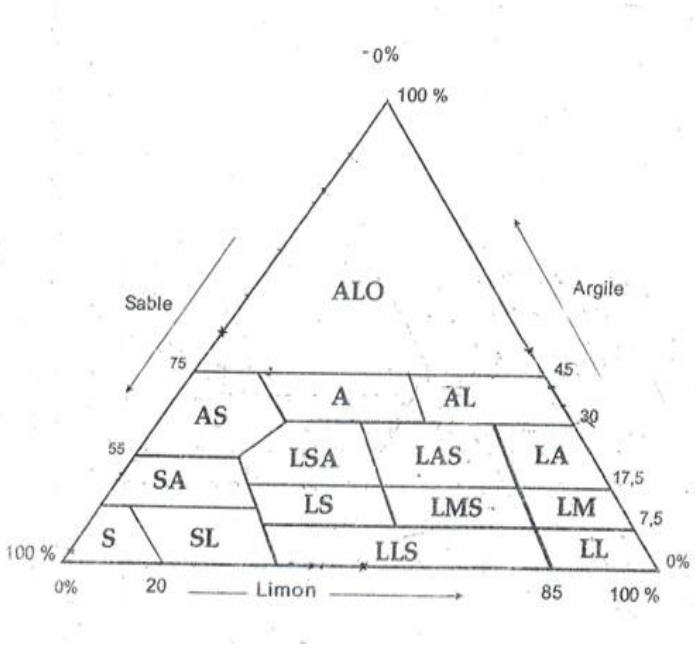


Figure 1 : Diagramme de classification détaillée des textures (Service de Cartographie des sols de L'AISINE).

Annexe 7 :

Tableau I : Dénomination du sol en fonction de sa classe texturale et sa teneur en calcaire total **(141)**.

Teneur en CaCO3 en %	<5	**5-20**	20-50	>50
Qualificatif	Seulement la classe texturale	**Suffixe (calcaire)**	Préfixe (calcaro)	Calcaire
Exemple de dénomination	Argilo limoneux AL	**AL calcaire**	Calcaro-AL	Calcaire AL

Tableau II : Classes d'appréciation de la perméabilité de terrain **[141]**

K (cm/h)	360 36 0,36 0,0000036
Qualificatif	<perméable> **<semi-perméable>** <imperméable>
Possibilité de drainage	360 3,6 0,0036 < bonne> <moyennement faible> <faible à nulle

Tableau III : Normes de pH eau du sol (Rapport sol/eau=2/5) **[141].**

pH eau	<3,5	3,5-5	5-6,5	6,5-7,5	**7,5-8,7**	>8,7
Qualificatif	Hyper acide	Très acide	Acide	Neutre	**Basique**	Très basique

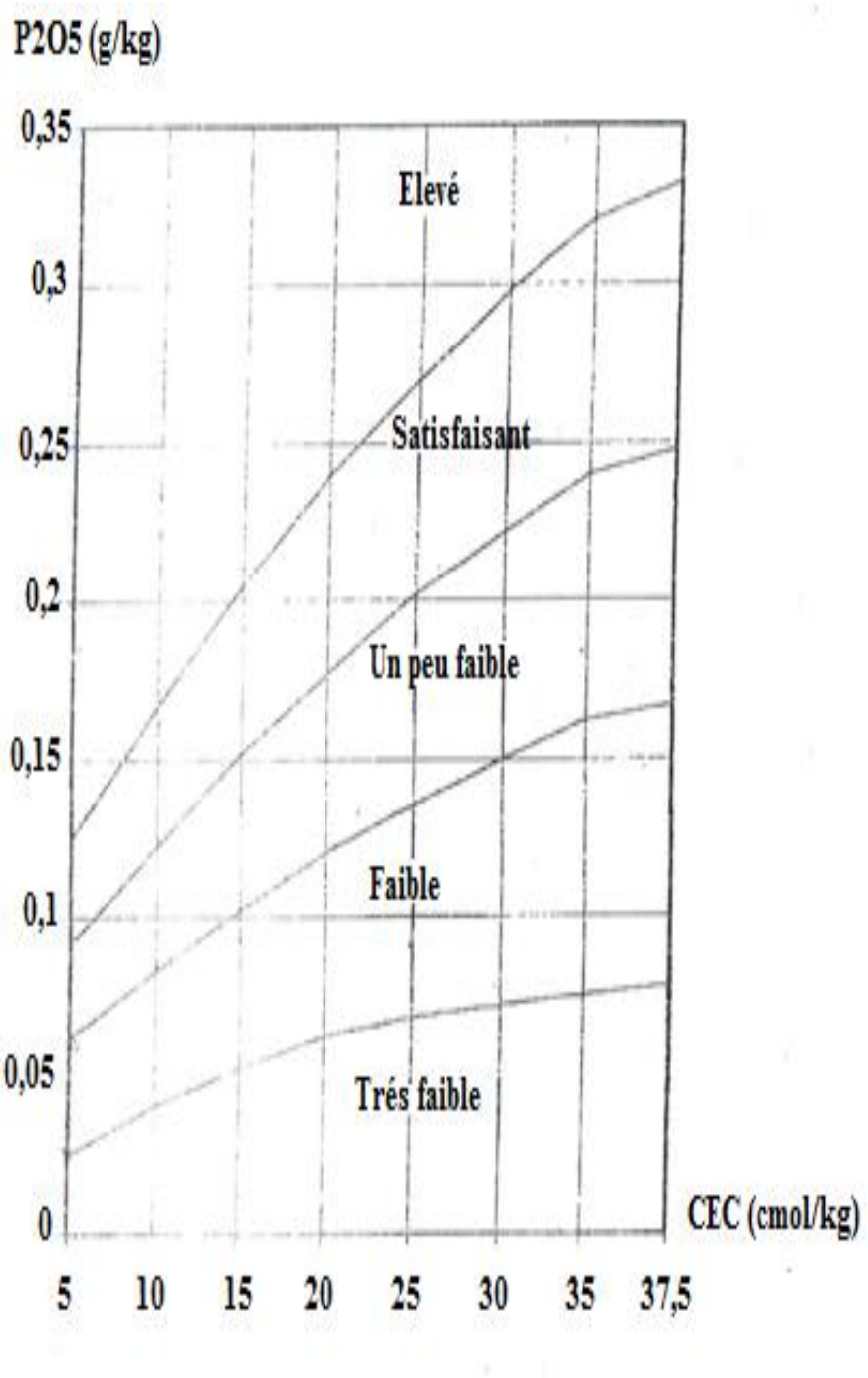


Figure 1 : Appréciation de la teneur en phosphore (P205) assimilable dans le sol selon la méthode de Joret Hebert **[141].**

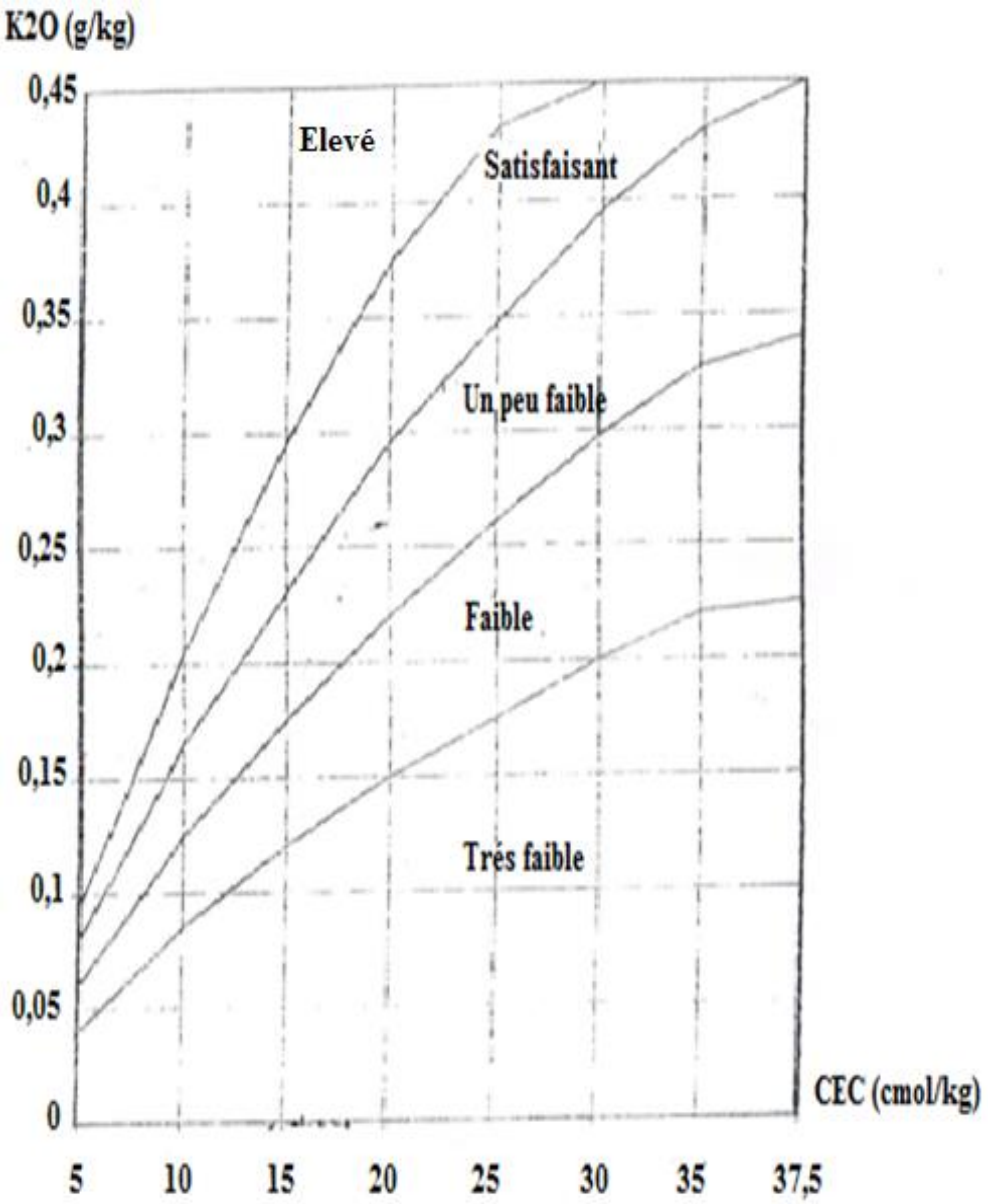


Figure 2 : Appréciation de la teneur en potassium assimilable (K2O) dans le sol **[141].**

Annexe 8 :

Tableau I : Limites de tolérance des cultures au degré de la salinité (CE) exprimé en dS/m à 25°C **[141].**

Appréciation / Système cultural	**Faible**	Moyenne	Forte
Arbres fruitiers	<4	4-12	>12
Cultures maraichères	<4	4-10	>10
Fourrages	<4	4-12	>12
Grandes cultures	**<4**	4-10	>10

Tableau II: Classes d'appréciation de la teneur en matière organique dans le sol **[141].**

Qualificatif / Argile (%)	Très faible	**Faible**	Moyen	Bien pourvu	Elevé
0-12	<0,8	0,8-1,3	1,4-2	2,1-3	>3
12-23	<0,9	0,9-1,6	1,7-2,4	2,5-3,5	>3,5
23-45	<1,1	**1,1-2,2**	2,3-2,8	2,9-4,2	>4,2
>45	<1,2	1,2-2,5	2,6-3,1	3,2-4,4	>4,4

Annexe 9 :

Tableau I : Activité biologique dans le sol **[141].**

C/N	**< 9**	9-12	12-25	>25
Appréciation	***Minéralisation trop rapide de la matière organique permettant une fourniture excédentaire d'azote aux plantes.**	*Minéralisation normale de la matière organique due à une bonne activité biologique.	***Processus d'accumulation de la matière organique l'emporte sur la minéralisation. ***Vie microbienne ralentie. ***Risque d'apparition de carences. ***Nuisance à l'exploration correcte du sol par les racines.	***Arrêt de la minéralisation.**

Annexe 10 :

1- **Valeurs enregistrées** :

Paramètre 1 : longueur de la partie aérienne (LPA).

Traitement / Blocs	**T_0**	**T_1**	**T_2**	**T_3**
Bloc 1	**20.66**	**21.1**	**24.86**	**19.35**
Bloc 2	**17.5**	**20.65**	**23.66**	**18.6**
Bloc 3	**19.73**	**27.1**	**17.35**	**19.4**
Bloc 4	**21.2**	**18.86**	**27.5**	**19.75**

Paramètre 2 : longueur de la racine principale (LRP).

Traitement / Blocs	**T_0**	**T_1**	**T_2**	**T_3**
Bloc 1	**13.9**	**12.13**	**8.23**	**11.9**
Bloc 2	**15.1**	**16**	**16**	**14.4**
Bloc 3	**9.5**	**16.13**	**12.26**	**10.86**
Bloc 4	**17.2**	**10.26**	**11**	**14**

Paramètre 3 : surface de la feuille (SF).

Traitement / Blocs	T_0	T_1	T_2	T_3
Bloc 1	**3.53**	**3.28**	**2.51**	**2.38**
Bloc 2	**2.02**	**3.41**	**3.63**	**2.63**
Bloc 3	**2.96**	**3.79**	**2.53**	**3.37**
Bloc 4	**3.71**	**2.97**	**2.32**	**2.68**

Paramètre 4 : poids sec de la partie aérienne (PSA) (en mg).

Traitement / Blocs	T_0	T_1	T_2	T_3
Bloc 1	**22.5**	**28**	**27**	**24**
Bloc 2	**22.33**	**25**	**28**	**31.5**
Bloc 3	**26.33**	**27.5**	**40**	**25**
Bloc 4	**24.5**	**27.23**	**33**	**25.5**

Paramètre 5 : poids sec de la partie racinaire (PSR).

Traitement / Blocs	T_0	T_1	T_2	T_3
Bloc 1	**13.66**	**22**	**8.33**	**10**
Bloc 2	**17.66**	**15**	**10.61**	**10.5**
Bloc 3	**14.33**	**18**	**9.66**	**16.66**
Bloc 4	**13**	**11.33**	**12**	**13.5**

Paramètre 6: poids spécifique de la feuille (PSF).

Traitement / Blocs	T_0	T_1	T_2	T_3
Bloc 1	**1.84**	**2.89**	**2.78**	**3.78**
Bloc 2	**2.97**	**2.79**	**3.30**	**3.61**
Bloc 3	**2.59**	**3.29**	**3.55**	**4.15**
Bloc 4	**1.91**	**2.86**	**2.25**	**2.98**