

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur Et de La Recherche Scientifique



Université de Ghardaïa

N° d'ordre :

N° de série :

Faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre
Département de Biologie

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de
MASTER

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Biochimie

Spécialité : Biochimie Appliquée

Par : BAMMOUNE Abir et BEN MESSAOUD Sara

Thème

Effacité d'utilisation du phosphore chez quelques
génotypes d'arachide (*Arachis hypogaea* L.)

Soutenu publiquement le : 18/05/2017

Devant le jury :

M. BEN BEKHTI.Z	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	Président
M. KRAIMAT.M	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	Encadreur
M. BELGHIT.S	Maître Conférence B	Univ. Ghardaïa	Examineur
Mme. HAMID-OUJANA.A	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	Examineur

Année universitaire 2016/2017

Remerciement

« La connaissance est la seule chose qui s'accroît lorsqu'on la partage ».

Avant toute chose, on remercie Dieu, le tout puissant, pour nous avoir donné la

Force et la patience.

On tient à exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements à

L'encadreur de ce travail, Mr. KRAIMAT Mohamed pour son assistance et ses

Conseils pour assurer le succès de ce travail.

A Mr. BEN BEKHTI d'avoir accepté de juger ce travail en qualité de président de

Jury.

A Mr. BELGHIT et Mme HAMID-OUDJANA d'avoir accepté d'examiner ce modeste travail.

A tous le personnel du laboratoire du département des Sciences de la Nature et de la Vie On vous

remercie chaleureusement.

Nos sentiments de reconnaissance et nous remerciements vont également à tous

Nos enseignants de Biologie pour leur aide et conseil

On remercie aussi Mr HANSALI Belaid le chef service de l'apprentissage dans l'institut

nationale spécialisé en formation professionnelle. Insfp. GHARDAIA

On remercie également tous nos amis et la promotion du Master de biochimie appliquée

2016/2017

Enfin, on tient à exprimer nos gratitudes éternelles à nos familles, parents, frères,

Tous par leur nom, pour leur patience et leur soutien illimité au cours de nos années

Scolaires dans les moments difficiles.

Dédicace

A l'aide de dieu le tout puissant,

Nous avons pu réaliser ce travail que nous dédions

A la lumière de mes yeux, l'ombre de mes pas, le bonheur et la joie de ma vie, a

Ceux qui m'ont appris le sens de la persévérance tout au long de mes études, pour

Leur patience, sacrifices, soutiens, conseils et encouragements.

A PAPA

Celui qui ma accorder tant d'Attention, d'Amour, d'Aidée d'Encouragement, tout

Ce que je peux te dire ne peut jamais te décrire, ni te remercier assez pour tout ce

Que tu m'apportes en continue, car a mes yeux tu es le Meilleur Papa au monde, et

Le plus beau cadeau de ma vie, que dieu te protège et te garde pour moi.

A MAMAN

Celle qui m'a toujours aimer soutenue dans toutes les situations, forte et tendre et

Douce tu n'espérer que nous voir réussir et nous ne souhaitons que te faire plaisir je

Souhaite être à la hauteur de tes espérances. Je T'aime Maman, que dieu te protège

Et te garde pour moi.

A toute les familles, BAMMOUNE et BEN MESSAOUD de partager tous ces bons moments

ensemble et à la joie d'être si proches.

A tous ceux qui Nous ont aidés de près ou de loin pour pouvoir réaliser ce travail.

Sommaire

Listes abrégées

Listes des figures

Liste des tableaux

Résumé

Abstract

ملخص

Introduction	1
Chapitre I : Généralités sur la culture d'arachide (<i>Arachis hypogaea</i> L.).....	3
1. L'arachide (<i>Arachis hypogaea</i> L.).....	3
1.1. Origine et Historique de la culture	3
1.2. Systématique	3
1.2.1. Classification botanique de l'espèce	3
1.3. Types et variétés cultivés	4
1.4. Morphologie	5
1.4.1. Description	5
1.4.1.1. La tige.....	6
1.4.1.2. Les feuilles	6
1.4.1.3. Les racines.....	6
1.4.1.4. L'inflorescence et les fleurs.....	7
1.4.1.5. Le Fruit	8
1.4.1.6. Les Graines.....	8
1.5. Cycle de vie.....	10
1.5.1. Phase végétative	10
1.5.2. Phase de floraison.....	10
1.5.3. La Phase de fructification.....	11
1.5.4. Phase de maturation.....	11
1.6. Exigences culturales	11
1.6.1. Situation de la culture de l'arachide en Algérie	12
2. Symbiose rhizobienne chez l'arachide	13
2.1. <i>Rhizobium</i>	13
2.2. Mise en place de la nodulation	14
3. Le phosphore	15
3.1. La déficience en phosphore : aspects physiologiques et agronomiques.....	15

3.2. Le phosphore dans la plante : forme et fonction	15
3.3. L'état du phosphore du sol	16
3.4. Biodisponibilité de phosphore et son prélèvement par la plante	17
3.5. Conséquence de la déficience en phosphore sur la plante	17
3.5.1. Modification morphologique.....	17
3.5.2. Modification physiologique	18
3.5.3. Modification biochimique	18
Chapitre II : Matériel et Méthodes	20
1. Matériels.....	20
1.1. Matériel biologiques.....	20
1.1.2. Matériel végétal.....	20
1.1.3. Souche bactérienne.....	21
1.1.4. Inoculation.....	21
1.1.5. Mise en place de l'essai et échantillonnage.....	21
2. Méthodes	22
2.1. Dosage du phosphore total dans la plante	22
2.2. Dosage de calcium.....	22
2.3. Dosage d'azote (Méthode Kjeldahl).....	22
2.4. Calcul de la PUE	23
2.5. Analyse statistique.....	23
Chapitre III : Résultats et discussion.....	23
1. Variation du P en fonction du génotype, traitement phosphaté et inoculation :.....	23
1.1. Partie racinaire :.....	23
1.2. Partie aérienne :.....	24
2. Variation du N en fonction du génotype, traitement phosphaté et inoculation :.....	24
2.1. Partie racinaire :.....	24
2.2. Partie aérienne :.....	25
3. Variation du calcium en fonction de génotype, traitement phosphaté et inoculation :.....	27
3.1. Partie racinaire :.....	27
3.2. Partie aérienne :.....	27
4. Effet de génotype, traitement phosphaté et inoculation sur les caractères morphologiques	28
4.1. Biomasse racinaire :	28
4.2. Biomasse aérienne :.....	29
5. Effet de déficience sur l'efficacité d'utilisation du P (PUE) par les plantes	30
Discussion	32

Conclusion et perspectives	37
Références bibliographiques	39
Annexes	

Listes abrégées :

μM micro mole.

μm micromètre.

Ca calcium.

CAP Phosphate tricalcique.

Cm centimètre.

D Déficient en phosphore.

EDTA Éthylène Diamine Tétra-Acétique.

FSN Fixation symbiotique de l'azote.

G gramme.

h heure.

H⁺ proton.

H₂PO₄⁻ ion dihydrogéné- phosphate.

ha hectare.

HNO₃ acide nitrique.

HPO₄⁻² ion monohydrogéné- phosphate.

K Potassium.

Kg kilogramme.

M mole.

ml millilitre.

mm millimètre.

N azote.

Nm nombre minimum.

NS sans souche.

P phosphore.

ppm partie par million.

Qx quintaux.

S avec souche.

TSP Triple Super Phosphate.

PUE efficacité d'utilisation du phosphore

Listes des figures

Figure 1 : Représentation des Feuilles d'arachide.....	6
Figure 2 : fleurs d'arachide.	8
Figure 3 : Gousses et Graines des arachides	9
Figure 4 : Représentation d'une plante d'arachide.....	9
Figure 5 : floraison d'arachide et pied d'arachide à maturité.	11
Figure 6 : Dialogue moléculaire entre les Rhizobia et les légumineuses.	15
Figure 7: Localisation des génotypes étudiés	20
Figure 8 : Variations de phosphore racinaire en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.	23
Figure 9 : Variations de phosphore aérienne en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.	24
Figure 10 : Variation du N racinaire en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.	25
Figure 11 : Variation du N aérienne en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.	26
Figure 12 : Corrélation entre les valeurs de phosphore racinaire et les valeurs de l'azote racinaire.....	26
Figure 13: variation de calcium racinaire en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.	27
Figure 14 : variation de calcium aérienne en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.	28
Figure 15 : la variation de la biomasse racinaire en fonction de génotype, traitement phosphaté et inoculation.	29
Figure 16 : la variation de la biomasse aérienne en fonction de génotype, traitement phosphaté et inoculation.	30
Figure 17 : Variation des valeurs de PUE en fonction de l'apport phosphorique; de l'inoculation et de génotypes.....	31

Liste des tableaux

Tableau 1 : Comparaison des caractères agronomiques de trois types d'arachide.....	5
Tableau 2 : Besoins de l'arachide en éléments minéraux.....	12
Tableau 3 : Les superficies des productions et rendements de la culture d'arachide au cours de l'année 2005 en Algérie.....	13
Tableau 4 : Caractéristiques des géotypes d'arachide cultivés.....	21
Tableau 5: Description des traitements	22

Résumé

Le but de ce travail est de mettre en évidence, les réponses adaptatives à la déficience en phosphore de cinq géotypes d'arachide, de traitement de phosphate tricalcique (CAP) et le super phosphate (TSP) et de l'inoculation par la souche de *Bradyrhizobium sp.*, dans l'objectif de caractériser les géotypes les plus efficaces vis-à-vis de l'utilisation du phosphore et révéler une association efficace avec la souche.

Les résultats obtenus montrent que parmi les géotypes étudiés; les géotypes du Sud étaient plus efficaces par rapport à l'utilisation du phosphore dans sa forme insoluble (CAP) même si en absence de la souche de *Bradyrhizobium sp.* Les effets de la déficience en phosphore se manifestent par une augmentation de la biomasse sèche de la partie aérienne, du phosphore total prélevé par la plante et de l'efficacité de l'utilisation du phosphore par la plante.

Dans cette présente étude, il a été constaté que l'inoculation et la variabilité génétique du matériel végétal, en particulier, ont permis d'améliorer la tolérance d'arachide à la déficience en phosphore du sol.

Mots clés : Déficience, phosphore, *Arachis hypogea L.*, *Rhizobium*, inoculation, géotype, efficacité.

Abstract

This study highlighting the adapted responses of five genotypes of peanuts to the deficiency of phosphorus. Hence various treatment are used; the treatment of tricalcic phosphorus (CAP), super phosphorus (TSP) and inoculation by strain *Bradyrhizobium sp.* ; in order to identify the efficient genotype against the use of phosphorus and building up an association with the strain.

The results obtained are among the various genotypes studied only the south ones are more efficient in using phosphorus in its form even soluble even the absence of *Bradyrhizobium sp.* Thus the outcomes of this deficiency well manifested in increase of dry biomass of aero part as well as the quantity of absorbed phosphorus by the plant, the utilization efficiency of phosphorus by plant.

Inoculation and genetic variety especially of subject vegetable permit the adaptation with the deficiency phosphorus soil.

Key words: Deficiency, phosphorus, *Arachis hypogea L.*, Rhizobium, inoculation, genotype, efficiency.

ملخص

الهدف من هذه الدراسة هو البحث عن الاستجابات التكيفية لنقص الفوسفور لخمسة سلالات من الفول السوداني، حيث عولجت بفوسفات ثلاثي الكالسيوم (CAP) والسوبر فوسفات (TSP) والتلقيح بالبكتيريا S ، وذلك بهدف تمييز الأنماط الأكثر كفاءة مع استخدام الفوسفور الغير قابل للذوبان. وأظهرت النتائج أن من بين السلالات المدروسة، كانت السلالات الجنوبية أكثر فعالية مقارنة مع استخدام الفوسفور في شكل غير قابل للذوبان (CAP) حتى لو في حالة عدم وجود البكتيريا S. آثار نقص الفوسفور تجلى في زيادة الكتلة الحيوية الجافة في الجزء الهوائي، الفوسفور الممتص من قبل النبتة وكفاءة استخدام الفوسفور من طرفها. في هذه الدراسة، وجد أن التلقيح والتباين الوراثي، على وجه الخصوص، قد يحسن من مقاومة نبتة الفول السوداني لنقص الفوسفور في التربة.

الكلمات المفتاحية: نقص الفوسفور، الفول السوداني، *Rhizobium*، التلقيح، التراكيب الوراثية، فعالية.

Introduction

Introduction

Les légumineuses à graines restent toujours une part importante de l'alimentation particulièrement dans les pays en développement où elles sont la principale source de protéines pour l'homme (**Broughton, 2003; Kangfu, 2011**). Citons le haricot (*Phaseolus vulgaris*) en Amérique Latine, le Pois chiche (*Cicer arietinum*), la lentille (*Lens culinaris*) et la fève (*Vicia faba*) dans le bassin méditerranéen, le soja (*Glycine max*) en Asie sans oublier l'arachide (*Arachis hypogea*) et le pois (*Pisum sativum*) dans le monde entier (**FAO, 2009**). En outre de l'alimentation animale (soja, luzerne, féverole...), elles constituent aussi une source importante d'huiles végétales (arachide) et de bois de qualité (bois de rose, ébène) (**Faghire, 2012**).

En effet, différents microorganismes sont capables de fixer l'azote atmosphérique tels que les microorganismes libres (*Azospirillum, Azotobacter*) et des endophytes fixateurs associés par exemple à la canne à sucre et au blé. D'autres microorganismes fixent l'azote atmosphérique en symbiose avec un végétal supérieur comme la symbiose légumineuse-*Rhizobia*, qui représente la majeure partie des symbioses fixatrices d'azote (**Eardly et al., 1995; Zahran, 1999 ; Moushine et al., 2007**).

Dans le bassin méditerranéen, la symbiose légumineuse-*Rhizobia* est une composante importante de cet agrosystème vu ses intérêts agronomiques, économiques et écologiques (**FAO, 2009**). En effet, cette symbiose pourrait, lorsqu'elle fonctionne bien, assurer une nutrition azotée adéquate aux plantes et garantir une production convenable permettant ainsi aux agriculteurs d'épargner le coût des fertilisants chimiques et soulager l'environnement de leur pollution (**Faghire et al., 2011**). Cependant, ce processus naturel est affecté par plusieurs contraintes abiotiques qui réduisent son efficacité telles que les variations de température, la déficience des sols en éléments minéraux, l'acidité des sols, la toxicité due à certains éléments tels que le manganèse et l'aluminium, le stress hydrique et la salinité (**Dita et al., 2006 ; Borucki et Sujkowska, 2008 ; Cesar et al., 2011**).

La symbiose qui nous intéresse est l'association *Arachis-Rhizobia*. En effet, l'arachide est particulièrement cultivée dans les régions arides et semi-arides d'Afrique. Sa culture prend de l'ampleur en Algérie. Son succès réside dans le fait que c'est une plante oléoprotéagineuse aux nombreuses utilisations alimentaires et fourragères (**Rusli et al., 1998 ; Bado, 2002**).

En Algérie la culture d'arachide malgré son importance économique n'est pas pratiquée à grande échelle ce qui a imposé sa grande importation. La culture d'arachide n'a pas connu d'évolution significative depuis 1998 tant sur le plan des superficies cultivées que des productions. Les wilayas productrices sont en nombre de cinq parmi lesquelles trois sont localisées au niveau du Sud. Dont la

wilaya de Ghardaia (la région de Sebseb) occupe la deuxième place (**Anonyme, 2005**). Certains travaux indiquent que l'arachide fixerait environ 10 à 16 kg ha⁻¹ dans l'atmosphère soient 37 à 47% de son azote total (**Rusli *et al.*, 1998 ; Bado, 2002**).

Cependant, le phosphore constitue un autre facteur limitant majeur. En effet, le phosphore intervient dans la majorité des grands cycles biochimiques. Il participe également à de nombreuses réactions métaboliques de la plante, comme la respiration et la photosynthèse...etc. De même il stimule la croissance des racines et améliore la fixation de l'azote des légumineuses (**Zapata et Roy, 2004**).

Le problème du phosphore dans les sols a donné lieu à un nombre considérable d'études, d'une part en raison de l'importance de cet élément comme facteur limitant, d'autre part en raison de la complexité des relations entre les ions phosphoriques et les divers constituants du sol (**Arakrak et al., 2006**).

C'est dans ce contexte que s'inscrit le présent travail et qui a pour objet l'étude des réponses morphologiques et biochimiques de cinq géotypes d'arachide vis-à-vis deux formes de phosphate (soluble et insoluble) ainsi que l'effet de l'inoculation d'une souche rhizobienne spécifique à l'arachide en l'occurrence la souche *Bradyrhizobium sp.* sur ces réponses.

CHAPITRE I :

Généralités sur la culture d'arachide

Chapitre I : Généralités sur la culture d'arachide (*Arachis hypogaea* L.)

1. L'arachide (*Arachis hypogaea* L.)

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.), légumineuse originaire d'Amérique du Sud est l'un des oléagineux les plus cultivés dans le monde. Sa production donne lieu à une intense activité de transformation industrielle pour la fabrication d'huile destinée à la consommation et de tourteau utilisé en tant qu'aliment de bétail. L'arachide est également une culture vivrière et, à ce titre, elle intervient pour une large part dans la couverture des besoins alimentaires des populations. Ses fanes constituent un excellent fourrage pour le bétail (**Doucoure, 1999**).

1.1. Origine et Historique de la culture

Selon HIGGINS (1951), l'arachide serait originaire d'Amérique du Sud, de la région du Grand Chaco (Paraguay et Paraná). La littérature rapporte son existence dès le 16ème siècle, mais ce n'est qu'au cours de 17ème siècle que cette plante fut signalée dans la plupart des pays tropicaux du monde (côtes d'Afrique, Jamaïque, Asie, îles du Pacifique) (**Gillier et Silvestre, 1969**). D'après ces auteurs, les portugais auraient introduit l'arachide au début du 16ème siècle sur la côte occidentale d'Afrique, alors quelques espagnols le firent, à peu près à la même époque, aux Philippines, à partir de la côte Ouest du Mexique. Dès là, cette culture se serait étendue vers la Chine, le Japon, le Sud-est Asiatique, l'Inde et l'Australie. Et c'est probablement à partir du Sri Lanka, ou de la Malaisie, qu'elle aurait ensuite atteint Madagascar et la côte orientale d'Afrique (**Subbarao, 1987**).

1.2. Systématique

Les arachides (*Arachis hypogaea* L.), appartiennent à la famille des Fabacées, sont des légumineuses annuelles autogames, de 30 à 70 cm de haut, érigées ou rampantes, à croissance continue dont le fruit mûrit en terre. Leur cycle végétatif est de 90 à 150 jours pour les variétés les plus tardives; de la famille des légumineuses et de la sous famille des papilionacées, l'arachide, *Arachis hypogaea*; doit son nom à Linné (1753) (**Cheikh Thiaw, 2008**).

1.2.1. Classification botanique de l'espèce

Règne : Plantae

Sous règne : Tracheobionta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous-classe : Rosidae

Ordre : Fabales

Famille : Fabaceae

Sous-famille : Faboideae

Genre : *Arachis*

Espèce : *hypogaea*

Nom binomial : *Arachis hypogaea* Linné, 1753 (**Cheikh Thiaw, 2008**).

1.3. Types et variétés cultivés

Les diverses variétés d'arachide peuvent être reconnues d'après leurs caractères génétiques: par la dimension et la forme des gousses, les ornementsations, le nombre des graines par gousse ou encore la couleur du tégument séminal (**Mihindou, 2000**).

On distingue quatre classes selon les dimensions des gousses:

- * gousses très grosses (plus de 20 mm).
- * gousses grosses (15 à 20 mm).
- * gousses moyennes (10 à 15 mm).
- *gousses petites (moins de 10 mm).

Les gousses présentent une à plusieurs constrictions ou ceintures, plus ou moins maquées qui séparent les graines sur les faces ventrales ou dorsales l'extrémité distale de la gousse présente un bec de forme variée (**Mihindou, 2000**).

L'ornementation des gousses dessine des réticulations plus ou moins accentuées.

La couleur du tégument séminal peut être blanche, rose, rouge, jaune violacée, noire et même rouge (**Mihindou, 2000**) (Tableau 01).

Tableau 1 : Comparaison des caractères agronomiques de trois types d'arachide.

Genre	<i>Arachis</i>		
Espèce	<i>hypogaeae</i>		
Sous-espèce	<i>hypogaeae</i>	<i>Fastigiata</i>	
Variétés	<i>hypogaeae</i>	<i>Vulgaris</i>	<i>Fastigiata</i>
Types	Virginia	Spanish	Valencia
Port	<i>Erigé/Rampant</i>	<i>Erigé</i>	<i>Erigé</i>
Ramification	<i>Alternée</i>	<i>Séquentielle</i>	<i>Séquentielle</i>
Fleurs sur tige principale	<i>Non</i>	<i>Oui</i>	<i>Oui</i>
Couleur feuillage	<i>Vert foncé</i>	<i>Vert clair</i>	<i>Vert clair</i>
Cycle	<i>120-140jours.</i>	<i>90jours.</i>	<i>90jours.</i>
Dormance	<i>Oui</i>	<i>Non</i>	<i>Non</i>
Gousses (cavités)	<i>2 cavités</i>	<i>2 cavités</i>	<i>3-4 cavités</i>

(Stephanie, 2010)

1.4. Morphologie

1.4.1. Description

L'arachide est une légumineuse, plante annuelle à fleurs jaunes de 20 à 90 cm de hauteur. La plante sait résister à la sécheresse et à la chaleur mais il lui faut un sol bien drainé. Elle vient à maturité en 100 jours environ dans un climat chaud, ce qui la rend particulièrement adaptée à la saison des pluies. L'habitude veut que l'on plante l'arachide en même temps avec d'autres cultures, comme le sorgho, le millet, les pois sauvages, le coton et les légumes (Patrick, 2008).

1.4.1.1. La tige

L'arachide cultivée présente pour certaines variétés un port érigé ou un port rampant pour d'autres. La tige principale et les ramifications primaires peuvent avoir de 0.20 à 0.70 m de long, selon les variétés et les conditions du milieu. Les ramifications sont toujours herbacées de couleur vert clair, vert sombre ou plus ou moins pourpre (Gillier., 1969).

La tige est vert cylindre porte des poils fine, Elle constituée des nœuds et entre nœuds petites proportionnelles (Debbabie & Shafchak, 2008).

1.4.1.2. Les feuilles

Elles sont pennées et possèdent 4 folioles. Ces folioles sont de forme ovales, opposées par paire et de couleur verte plus ou moins foncée. Elles sont portées par un pétiole de 4 à 9 cm de long. A la base de ce pétiole, on trouve 2 stipules longs de 2 à 3 cm, soudés partiellement au pétiole et engageant la tige. Les feuilles présentent une position diurne et une position nocturne. Le jour, les feuilles sont bien dressées et les folioles largement ouvertes. La nuit, les pétioles se courbent vers le sol et les folioles se rapprochent deux à deux. Les variations de l'organisation foliaire donnent occasionnellement des feuilles à cinq, trois, deux ou une foliole (Abdoul Habou, 2003).



Figure 1 : Représentation des Feuilles d'arachide (Faye, 2009).

1.4.1.3. Les racines

Le système racinaire est forme d'un pivot central qui peut s'enfoncer a plus de 1.30 m dans le sol et de racines latérales qui prennent naissance au niveau de ce pivot. Les ramifications aériennes, au

contact du sol, donnent naissance à des racines adventives. Les nodules apparaissent 15 jours après la levée permettant ainsi la fixation d'azote. Le système racinaire ne comporte pas de poils absorbants. L'absorption de l'eau et des sels minéraux se fait surtout par le parenchyme cortical des radicelles (**Gillier, 1969**).

1.4.1.4. L'inflorescence et les fleurs

L'inflorescence de l'arachide se présente sous forme d'épis de trois à cinq fleurs. Les fleurs sont jaunes, papilionacées et sessiles. L'arachide possède deux sortes de fleurs: fleurs aériennes et fleurs souterraines.

a) Les fleurs aériennes

Elles sont ainsi constituées de:

- **le calice** : constituée de 5 sépales vert clair dont 4 sont soudés et un libre. Les sépales se prolongent à leur base en un pédoncule floral.
- **La corolle** : qui est composée d'un et en dard jaune citron et deux ailes en coquilles jaune citron.
- **L'androcée**: constituée de 8 étamines dont 4 ont une anthère sphérique et 4 une anthère allongée à déhiscence longitudinale.
- **Le gynécée** : comprend un ovaire à un seul carpelle, un style fin et très long et des stigmates plumeux (**Ibra, 1988**).

b) Les fleurs souterraines

Ces fleurs existent chez toutes les variétés d'arachide mais elles sont exceptionnelles chez les arachides tardives (3 à 4 % pieds seulement).elle sont fréquentes chez variétés hâtives et se rencontrent sur 90% des plantes (**Ibra, 1988**).



Figure 2 : fleurs d'arachide (Fonceka, 2010).

1.4.1.5. Le Fruit

Après fécondation, la fleur se fane et la base de l'ovaire s'allonge pour former un long pédoncule appelé gynophore qui s'enfonce dans le sol ou se forme un fruit appelé coque composé d'une gousse qui contient une à cinq graines. La coque ou péricarpe comprend un exocarpe, un mésocarpe sclérenchymateux et un endocarpe parenchymateux. Les graines sont de dimensions, de formes et de couleurs variées selon les variétés; leurs poids peuvent varier entre 0.2 et 2 g. La forme peut être sphérique, elliptique ou plus ou moins allongée avec une partie souvent aplatie dans la zone de contact avec la graine voisine, la couleur de tégument séminal est blanche, rose, rouge ou violacée (**Abdoul Habou, 2003**). Ce sont des gousses ovoïdes ou cylindriques longues de 1 à 8 cm et large de 0,5 à 2 cm. Les gousses sont groupées à la base du pied pour les variétés à port érigé, ou réparties le long des rameaux pour les variétés rampantes (**Ibra, 1998**).

1.4.1.6. Les Graines

On trouve de 1 à 5 par gousse. Elles sont formées:

- * D'un tégument séminal rosé ou saumon, parfois plusieurs couleurs.
- * D'une amande comportant deux cotylédons gorgés de matières grasses.
- * D'un embryon que l'on distingue facilement.

Leur poids varie de 0,2 à 2 g. La proportion des graines par rapport au poids de la gousse entière varie de 68 à 80%. La faculté germinative des arachides en gousse dure au moins un an (**Hubert, 2000**).



Figure 3 : Gousses et Graines des arachides (Abdoul Habou, 2003).

La graine de cacahuète contient des protéines et elle est riche en acides gras non saturés représentés par 60 % d'acide oléique et en magnésium. Elle est également bien pourvue en potassium, en fer, en phosphore et en vitamines (Ah-leung *et al.*, 2003).



Figure 4 : Représentation d'une plante d'arachide (Rakotoarimanana, 2010).

1 : feuille composée de 4 folioles, 2 : fleur, 3 : hypanthe, 4 : gynophore, 5 : gousse, 6 : bec de la gousse, 7 : constriction ; 8 : tégument de la graine, 9 : graine sans tégument, 10 : cotylédon portant l'hypocotyle, l'épicotyle et la radicule (**Fonceka, 2010**).

1.5. Cycle de vie

1.5.1. Phase végétative

a) Phase de germination

La graine gonfle. Dès qu'elle se trouve en contact avec l'humidité. 24 à 48 heures après sa mise dans le sol, la radicule apparaît 5 à 6 jours après le semis, la graine arrive au niveau de la surface du sol et les cotylédons s'ouvrent, La germination est hypogée.

La germination se déroule en plusieurs étapes : absorption d'eau, activation des enzymes, croissance de l'embryon, rupture de la testa, allongement et émergence de la radicule, croissance du bourgeon terminal et de l'axe embryonnaire (**Mayeux, 2001**).

b) Phase de croissance

La tige principale commence par croître lentement. Lorsqu'elle atteint 2 à 3 cm de long, les deux rameaux cotylédonaires apparaissent à la base. Un peu plus tard, deux autres rameaux apparaissent en croix par rapport aux précédents. Les premières nodosités apparaissent sur les racines 3 semaines environ après la germination. Les cotylédons persistent très longtemps et se présentent comme deux petits moignons ridés. Les courbes de croissance présentent deux points intéressants où elles changent de pente. Un premier point correspondant à l'apparition des premières fleurs et un second se situe au moment où les plantes portent de nombreux gynophores (**Gillier, 1969**).

1.5.2. Phase de floraison

Elle commence en général de 20 à 40 jours après la levée. Elle peut se prolonger durant 2 à 3 mois. Cette durée dépend beaucoup de l'humidité du sol. La phase de floraison utile, c'est-à-dire la durée d'émission de fleurs qui donneront de gousses mûres, dure de 15 à 20 jours en moyenne. La quantité de fleurs donnant naissance à des gynophores et à des fruits est variable dans le temps ; ce sont en général les fleurs formées durant les deux ou trois premières semaines de floraison qui sont les plus utilisées pour former les gynophores. Une forte humidité permet la pénétration du gynophores dans le sol et stimule la fructification (**Abdoul Habou, 2003**).

1.5.3. La Phase de fructification

Une semaine après fécondation, la base de l'ovaire s'allonge et se dirige vers le sol. Trois conditions sont nécessaires pour que l'arachide fructifie convenablement :

- Le gynophore s'allonge et ne s'enfonce dans le sol que pour une humidité minimum de l'air et du sol.
- L'obscurité est nécessaire pour que les gynophores développent une gousse à leur extrémité. A la lumière, l'ovaire ne se développe pas.
- Le sol et l'eau du sol doivent contenir un pourcentage minimum d'oxygène d'où l'utilité des sols légers et des binages fréquents (Gillier, 1969).

1.5.4. Phase de maturation

L'arachide est une plante annuelle. La plupart des variétés mettent en moyenne 4 mois pour accomplir leur cycle végétatif (Hubert, 2000).



Figure 5 : floraison d'arachide et pied d'arachide à maturité (Rakotoarimanana, 2010).

1.6. Exigences culturales

Le sol à textures légère, meuble et perméable, en particulier le limono-sableux est celui qui convient le mieux à la culture d'arachide. De plus, l'arachide requiert un sol bien drainé et aéré car les échanges respiratoires des gousses en formation sont élevés. En outre, il est important de maintenir

un pH du sol à un niveau quasi-neutre et un rapport Ca/K < 3 pour assurer un meilleur développement de la plante (**Rakotoarimanana, 2010**).

Parmi les éléments majeurs, le phosphore constitue le principal élément nécessaire à l'arachide ; il est actif au développement et à la maturité. Les carences sont décelables par un port rabougri, des folioles petites et une défoliation prématurée (**Isra, 2003**). La potasse est absorbée en grande quantité surtout en début de la croissance. Ses carences se manifestent par une chlorose périphérique et parfois inter-veineuse de folioles qui prend une forme incurvée caractéristique. D'autres éléments intervenant dans : la croissance des coques et des graines (le calcium) ; la résistance aux maladies cryptogamiques (le soufre) et coloration des feuilles et augmentation du nombre et poids des nodosités (le molybdène), sont aussi indispensables (**Shilling, 1996 ; Gillier, 1969 in Abdoul Habou, 2003**). Par ailleurs, les oligo-éléments interviennent principalement au niveau de la photosynthèse, la symbiose rhizobienne et la qualité semencière des graines (**Biteghe, 1999**). En effet, on peut résumer les principaux besoins en éléments minéraux dans le tableau 2.

Tableau 2 : Besoins de l'arachide en éléments minéraux

Nature	Nombre d'unité (U/Ha)
N	33
P	67
K	50

(ITDAS, 1993)

1.6.1. Situation de la culture de l'arachide en Algérie

La culture d'arachide n'a pas connu d'évolution significative depuis 1998 à 2005 tant sur le plan des superficies cultivées que des productions. Les wilayas productrices sont en nombre de cinq parmi lesquelles trois sont localisées au niveau de Sahara.

La wilaya d'El – Taref est la plus productrice avec une production de 20.000 qx avec une superficie de 2500 ha en 2005. Elle est suivie par **la wilaya de Ghardaia** qui affiche une production de 9000 qx pour une superficie de 520 ha. Ainsi, cette culture est marginalisée en Algérie par rapport aux autres cultures et les agriculteurs lui accordent peu d'importance, ce qui implique son importation (**Anonyme, 2005**).

Tableau 3 : Les superficies des productions et rendements de la culture d'arachide au cours de l'année 2005 en Algérie (Anonyme, 2005).

WILAYA	Arachide	
	Superficie (ha)	Production (qx)
El teref	2500	20000
Ghardaia	520	9000
El oud	687	8530
Adrar	224	3060
Skikda	150	2100

2. Symbiose rhizobienne chez l'arachide

La symbiose rhizobium/légumineuse est un processus indispensable à la plante pour acquérir l'azote sous forme réduite, mais aussi aux *Rhizobia* pour obtenir les nutriments nécessaires à leur développement (**Raven et al., 2000**). Dans les associations symbiotiques, la plante représente l'hôte et le partenaire bactérien le symbiote. Chez les légumineuses, les *Rhizobia* s'installent dans les racines des plantes. Le végétal fournit des matières nutritives à la bactérie et celle-ci capte l'azote de l'air et le donne à son hôte (**Pousset, 2003**). L'optimisation de la symbiose entre les légumineuses et le microsymbiote exige la présence dans la rhizosphère de souches compatibles, compétitives et infectives qui sont hautement effectives pour la fixation de l'azote et présentes en nombre suffisant pour maximiser la nodulation (**Vessey et Chemining, 2006**).

2.1. *Rhizobium*

On appelle communément *Rhizobia* toutes les bactéries qui sont capables d'induire la formation de nodosités racinaires, capables de fixer et de réduire l'azote moléculaire en ammoniac directement assimilable chez les légumineuses. Ce sont des bactéries en forme de bâtonnets de 0.5 à 0.9 sur 1.2 à 3.0 μm , Gram négatif et aérobies. Ils sont généralement mobiles par une ciliature polaire ou

péritriche. Ils forment des colonies incolores, blanches ou de couleur crème, sur milieu de culture contenant du mannitol et de l'extrait de levure (Prescott et al., 2003; Duhoux et Nicole, 2004).

Les souches de rhizobium associées à l'arachide appartiennent au genre *Bradyrhizobium* dans lequel plusieurs espèces sont actuellement reconnues, *Bradyrhizobium japonicum* (Jordan, 1982) *Bradyrhizobium elkanii* (Kuykendall et al., 1992), *Bradyrhizobium liaoningense* (Xu et al., 1995) ces trois espèces nodulent le soja.

Une nouvelle espèce *Bradyrhizobium yuanmingense* a été isolée du genre *Lespedeza* (Yao et al., 2002 ; Euzéby et Findall, 2004). Les autres espèces reconnues de ce groupe sont *Bradyrhizobium betae* (Rivas et al., 2004) et *Bradyrhizobium canariense* (Vinuesa et al., 2005). D'autres souches à croissance lente nodulant *Arachis hypogea* (Urtz et Elkan, 1996), *Lupinus* (Barrera et al., 1997), *Astragalus*, *Oxytropis* et *Onobrychis* (Laguerre et al., 1997), *Amphicarpaea* (Sterner et Parker, 1999) et autres sont encore non classées .elles sont désignées aussi par *Bradyrhizobium sp*, Suivi du genre de la plante hôte entre parenthèse.

Par ailleurs, des travaux ont montré que l'arachide est également nodulée par des souches à croissance rapide (Taurian et al., 2006).

2.2. Mise en place de la nodulation

Pour initier une symbiose, les bactéries et leur plante hôte doivent d'abord se reconnaître. Il s'agit donc tout d'abord d'un échange de signaux entre la plante hôte et son futur symbionte. Ce dialogue moléculaire fait intervenir chez la plante des flavonoïdes induisant l'expression de gènes chez la bactérie, conduisant notamment à la production des composés lipochito-oligosaccharidiques, les facteurs Nod à l'origine de nombreux changements développementaux observés lors des premières étapes du développement nodulaire chez la plante hôte (Brenic et Winans, 2005 ; Vernié, 2008) (figure 6).

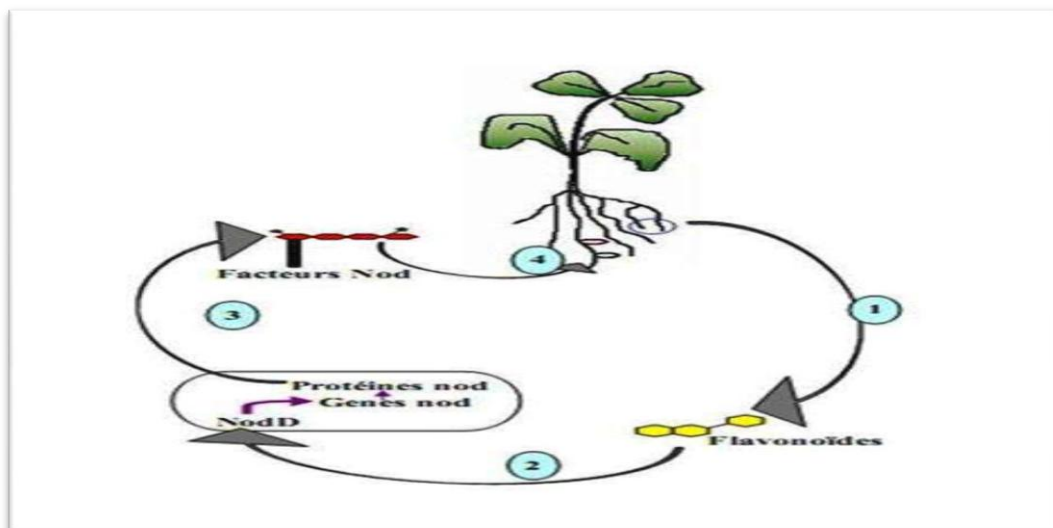


Figure 6 : Dialogue moléculaire entre les Rhizobia et les légumineuses (Brencic et Winans, 2005).

(1) Les racines de la plante hôte sécrètent des flavonoïdes. (2) Les flavonoïdes sont perçus par les *Rhizobia* et activent la protéine NodD à l'origine de la transcription des gènes Nod. (3). Les gènes Nod permettent la synthèse et l'excrétion des facteurs Nod. (4) Les facteurs Nod sont perçus par les racines de la plante et induisent les premières réponses morphogénétiques à l'origine de la formation des nodules.

3. Le phosphore

3.1. La déficience en phosphore : aspects physiologiques et agronomiques

L'application des engrais phosphatés est essentielle pour réduire au minimum les pertes de rendement. La fertilisation phosphatée a augmenté de 900 millions de tonnes en 1913 jusqu'à 17000 millions de tonnes dans les années 1980 dans le monde (Hart *et al.*, 2004). Cette dernière augmentation est due, d'une part, à la croissance de la population mondiale qui devrait atteindre 6 milliards d'habitants d'ici 2020 (Zapata et Roy, 2004), d'autre part, la majeure partie du P appliquée au sol est immobilisée sous formes indisponibles difficilement utilisables par la plante (Hash *et al.*, 2002). Ainsi, certains experts pensent que les ressources en minerais de phosphate risquent de s'épuiser d'ici 60 à 80 années (Liu *et al.*, 2004).

3.2. Le phosphore dans la plante : forme et fonction

La matière sèche de la plante renferme environ 1% de phosphore. Au niveau de la plante, le P se répartit entre un pool métabolique, situé dans le cytoplasme et les chloroplastes et un pool non métabolique dit de réserve, sous forme inorganique au sein des vacuoles (Etchebest, 2000). Ses rôles métaboliques sont :

- Structural, entrant dans la constitution de phospholipides et acides nucléiques (pont stable entre deux chaînes carbonées, estérifiées sur un groupe hydroxyle d'une chaîne carbonée);
- Energétique par le haut potentiel que le phosphoryle confère à certaines molécules (ATP) ;
- Régulateur des voies métaboliques par sa répartition entre chloroplaste et cytoplasme.

Ainsi, le phosphore permet la formation correcte des graines (des quantités importantes de phosphore sont stockées dans les semences sous forme de phytine) et accélère leur maturation. En effet, le niveau de l'approvisionnement en phosphore pendant les étapes reproductrices règle la partition des photosynthétats entre les feuilles-sources et les organes reproducteurs (**Zapata et Roy, 2004**).

Les plantes montrent un retard de croissance sous l'effet de la déficience en P, qui se manifeste souvent par une couleur vert foncé (concentration plus élevée en chlorophylle) et une coloration rougeâtre (augmentation de la production d'anthocyanes) (**Zapata et Roy, 2004**).

3.3. L'état du phosphore du sol

Le P dans le sol existe sous deux formes principales (minérale et organique) qui se répartissent selon deux phases : phase liquide (le P en solution) ; phase particulaire (le P lié à la phase solide) (**Mengel et Kirkby, 2001**).

La phase liquide, où les ions sont dissous, correspond à une absence de liaison avec les constituants du sol (**Jaillard et Hinsinger, 1993**). Sous la dénomination d'ions phosphates, on désigne deux formes d'ions : H_2PO_4^- et HPO_4^{2-} qui sont en équilibre et dont leur disponibilité dépend du pH. La concentration du P minéral dissous dans la solution du sol est comprise entre 0.08 et 2.31 mg de P par l litre, soit quelques dizaines à quelques centaines de grammes de phosphore par hectare (**Morel et al., 2000**).

Le phosphore inorganique est très peu soluble dans le sol du fait de l'existence de liaisons de forte énergie. Sa concentration dans la solution du sol est souvent inférieure à 2 à 10 $\mu\text{mol L}^{-1}$ (**Jaillard et al., 1993**). En conséquence, le phosphore est l'un des 6 macronutriments (N, P, K, Ca, Mg et S) les plus inaccessibles du sol. Plus de 90% du phosphore total est sous forme insoluble (**Mengel et Kirkby, 2001**).

Dans les sols calcaires, le phosphore est complexé par le carbonate de calcium et de magnésium (**Ström et al., 2005**). Dans les sols acides le phosphore est complexé par les hydroxydes de fer et d'aluminium (**Ligaba et al., 2004**).

3.4. Biodisponibilité de phosphore et son prélèvement par la plante

On entend par biodisponibilité du P, la fraction du P susceptible d'être prélevée par la plante. L'évaluation quantitative et mécaniste de cette fraction devient délicate lorsqu'on s'intéresse à la diversité des formes de P ajoutée à la multiplicité, la diversité et l'interactivité des mécanismes impliqués dans la régulation du transfert des ions P dans le système sol-solution racine (**Mollier et Pellerin, 1999**). Parmi ces mécanismes, on peut distinguer par ordre d'importance:

- L'abaissement de la concentration des ions P à la surface de la racine suite à son absorption conduisant à la création d'un gradient entre cette surface, la solution du sol et sa phase solide.
- Le déplacement des ions P par diffusion dans la solution du sol suite à l'existence de ce gradient de concentration (**Jungk *et al.*, 1993**).
- Le flux de convection de l'eau du sol (mass flow) associé à la transpiration des cultures. Ce transport est considéré négligeable compte tenu de la faible concentration du P dans la solution (**Jungk et Claasen, 1997**).
- Les dissolutions de P précipité par modification du pH et/ou des propriétés rédox et d'autres réactions de complexations par exsudation de composés organiques.
- La production d'enzymes (phosphatases et phytases) par les racines et les microorganismes capables de dégrader les composés organiques et de libérer ainsi les ions de P dans la solution (**Mollier et Pellerin, 1999**).

3.5. Conséquence de la déficience en phosphore sur la plante

En réponse aux niveaux constamment bas de P disponible dans la rhizosphère, la plante développe des mécanismes morphologiques, physiologiques, biochimiques fortement spécialisés pour acquérir et utiliser le P de l'environnement. Les conséquences finales de ces modifications augmentent la disponibilité de P dans la rhizosphère, ainsi que son prélèvement par la plante (**Raghothama, 1999**).

3.5.1. Modification morphologique

En général et en conditions de carence en phosphate, plusieurs modifications morphologiques vont permettre à la plante de s'adapter à ces conditions (**Raghothama, 1999**), parmi ces dernières :

- Augmentation du rapport partie souterraine-partie aérienne.

- Changements de la morphologie et de l'architecture des racines avec une augmentation de nombre des poils racinaires.
- Prolifération ; élongation de poils racinaires.
- Formation des protéides racinaires.

3.5.2. Modification physiologique

a) Influence sur la croissance du système racinaire et aérienne

Des travaux montrent que la déficience en P affecte les paramètres de croissance chez les légumineuses. Bien que, la croissance racinaire est beaucoup moins affectée entraînant en terme de matière sèche, une diminution du rapport parties aérienne /racinaire (**Bernal *et al.*, 2005; Alkama, 2010**). Ainsi, chez le haricot, ce rapport se baisse de 5 chez les plantes en conditions de suffisance en P, tandis qu'il se baisse de 1,9 en cas de déficience.

De même, la carence prolongée en P des racines induit la formation de radicaux libres et la modification de la composition de la membrane cytoplasmique en phospholipides (**Tang *et al.*, 2001**).

b) Influence sur les nodosités

Les nodosités constituent des puits importants pour le P en lien avec le coût énergétique élevé de la fixation symbiotique de l'azote. En effet, il est bien établi que la biomasse nodulaire est fortement corrélée à la disponibilité en P de la plante (**Alkama, 2010**). La carence en P diminue le nombre de nodosités par plante (**Mullen *et al.*, 1988**) et/ou la masse individuelle des nodosités (**Gunawardena *et al.*, 1992**).

Dans le cas des légumineuses, les plantes symbiotiques exigent plus de P que les non symbiotiques, car environ 20% du P total de la plante est assigné aux nodules (**Gunawardena *et al.*, 1992**). Par rapport aux autres organes végétaux, la concentration en P dans les nodules reste supérieure et moins affectée par la déficience en P (**Graham et Vance, 2003**).

3.5.3. Modification biochimique

Les changements dans les processus biochimiques qui se produisent dans les cellules végétales sous déficience en phosphore ont été étudiés (**Plaxton, 1996**).

L'induction des phosphatases acides sous la déficience en phosphore est une réponse universelle pour les plantes supérieures (**Duff *et al.*, 1994**), la production des phosphatases extracellulaires et

intracellulaires est considérée comme une partie intégrale de la réponse de la plante à l'insuffisance de P (Goldstein, 1992).

Les phosphatases sont présumées pour libérer le phosphore à partir de matériaux organiques (Goldstein, 1992; Duff *et al.*, 1994). Les niveaux d'ATP et de l'ensemble des nucléotides sont considérablement réduits au cours de stress phosphaté.

Cependant, la limitation de P a également comme conséquence l'activation d'une voie respiratoire alternative provoquant ainsi une diminution du taux de la photosynthèse et de la conductivité stomatique (Hinsinger *et al.*, 2001).

3.5.4. Mécanisme de solubilisation de P par la souche

Dans les sols agricoles, la dissolution des phosphates inorganiques est étroitement liée à l'activité des microorganismes du sol (Tardieux et Roche, 1966; Richardson, 2001).

En effet, on trouve dans les sols un nombre important de microorganismes du sol, incluant des bactéries, des champignons et des algues (Berthelin *et al.*, 1991; Goldstein, 1986; Kim *et al.*, 1997 ; Oehl *et al.*, 2001 ; Sundara *et al.*, 2002). Bien que ces microorganismes soient généralement liés à la surface des particules de sol, c'est surtout au niveau de la rhizosphère que leur activité est la plus élevée (Andrade *et al.*, 1998 ; Kluepfel, 1993 ; Marschner *et al.*, 1997).

En effet, au niveau de la rhizosphère, les exsudats racinaires, tels que les acides organiques, constituent d'excellentes sources d'éléments nutritifs pouvant supporter la croissance des microorganismes, ce qui explique leur densité plus forte au niveau du sol rhizosphérique que dans le sol non rhizosphérique (Hinsinger, 2001 ; Singh et Amberger, 1998).

En effet, certaines souches bactériennes chimioautrophes tirent leur énergie de croissance de l'oxydation de certains éléments chimiques avec production des acides (Pelmont, 1993 ; Swaby et Fedel, 1973). Les acides produits vont faire baisser le pH du milieu et dissoudre ainsi les phosphates naturels, entraînant en quelque sorte une production biologique du superphosphate (Narsian et Patel, 2000).

Chapitre II :

Matériel et Méthodes

Chapitre II : Matériel et Méthodes

1. Matériels

1.1. Matériel biologique

1.1.2. Matériel végétal

Le matériel végétal étudié est constitué de cinq (05) géotypes locaux d'arachide dont quatre proviennent de la région du Sud d'Algérie (Mansoura; Sebseb; Adrar et El-Oued) et un de la région du Nord-Est (EL-Frine).

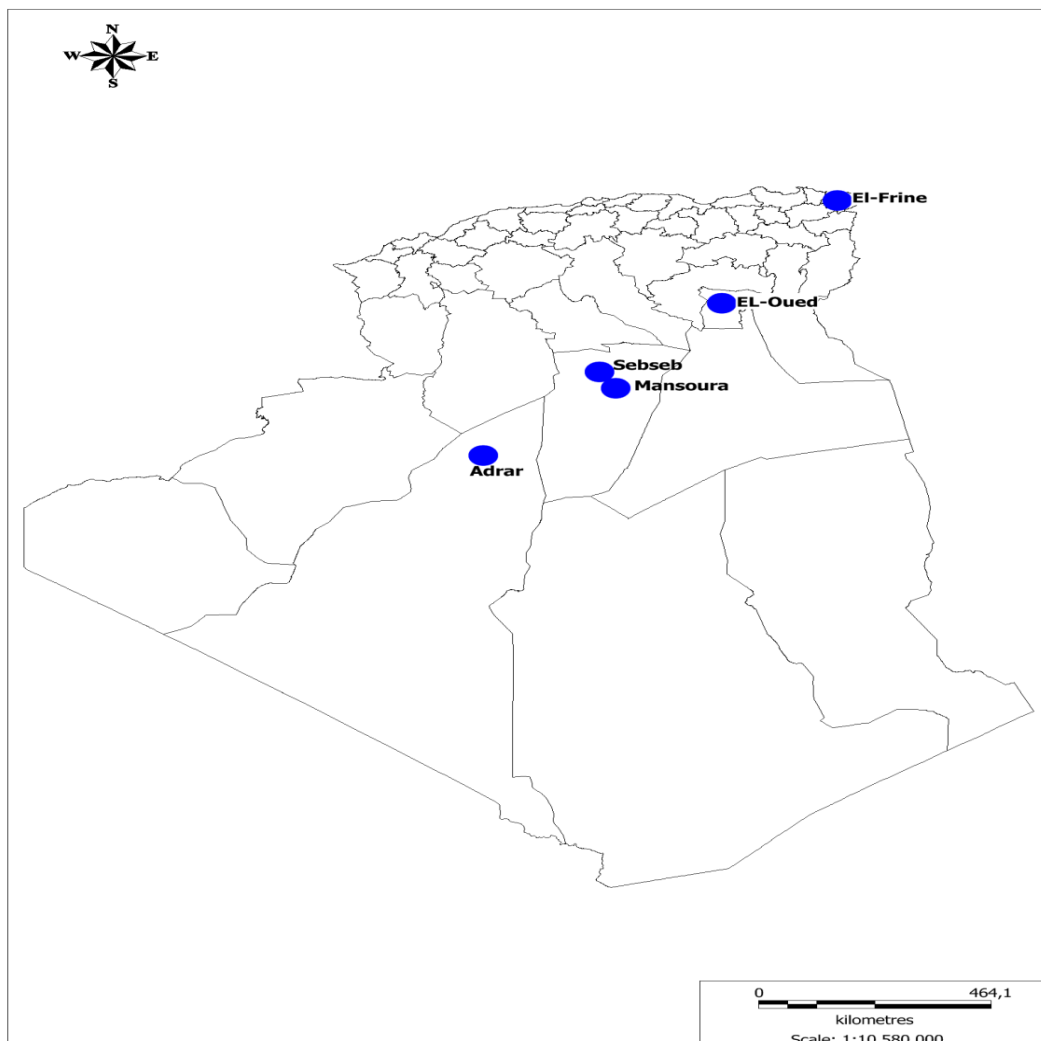


Figure 7: Localisation des géotypes étudiés (BAMMOUNE et BEN MESSAOUD, 2017).

Génotype	Origine	Groupe taxonomique	Maturité (jours)	Poids 100 graines (g)
EL-Frine	Nord d'Algérie	Spanish	90-120	24-29
Mansoura	Sud centre d'Algérie	Virginia	120-130	38-54
EL-Oued	Sud Est d'Algérie	Virginia	135-140	67-80
Adrar	Sud Ouest d'Algérie	Virginia	135-140	74-82
Sebseb	Sud centre d'Algérie	Virginia	135-140	79-86

Tableau 4 : Caractéristiques des génotypes d'arachide cultivés

1.1.3. Souche bactérienne

Nous avons retenu une souche bactérienne à croissance lente, hautement efficace avec l'arachide en l'occurrence *Bradyrhizobium sp.*

1.1.4. Inoculation

Les semences ont été inoculées selon la méthode d'enrobage à base de tourbe stérile en utilisant la gomme arabique comme adhésif.

1.1.5. Mise en place de l'essai et échantillonnage

La culture est conduite en pots de 13 kg contenant un sol déficient en phosphore. Le phosphore est apporté sous deux formes : soluble (10g de triple superphosphate) et insoluble (10g de phosphate tricalcique) pour chaque traitement (tableau 05). Avant d'être semées, les graines sont inoculées par une souche rhizobienne isolée la région de Mansoura appartenant au genre *Bradyrhizobium sp.* en utilisant la gomme arabique comme adhésif. Les graines sont semées, par la suite à raison, de 3 graines par pot à une profondeur de 3 cm. L'effet de la différence génétique du phosphore contenu dans les graines (réserves) a été minimisé par découpage des résidus cotylédonaire après l'émergence de la première tri-foliolle. Un éclaircissage est effectué après la levée à partir duquel seul le meilleur plant a été retenu. L'irrigation est assurée manuellement et d'une manière régulière.

L'échantillonnage a été effectué au stade de récolte (après environ 151 jours). Pour ce faire, les plantes sont déterrées et séparées en parties aériennes, racinaires et nodules. Les différentes parties ont été lavées et séchées à l'étuve à 80°C pendant 72h. Après séchage, elles ont été pesées à l'aide

d'une balance de précision. Les parties aériennes et racinaires sont broyées jusqu'à obtention d'une poudre fine servira par la suite aux différentes analyses.

Tableau 5: Description des traitements

Inoculation Traitement de P	NS : sans souche	S2 : avec souche
D : Déficient en phosphore	D. NS	D. S
CAP : Phosphate tricalcique	CAP. NS	CAP. S
TSP : Triple Super Phosphate	TSP. NS	TSP. S

2. Méthodes

2.1. Dosage du phosphore total dans la plante

Pour évaluer la teneur en phosphore des plantes, des échantillons de 0.5 ou de 1 g ont été calcinés dans le four à 550 °C pendant 5 heures. Après refroidissement, les cendres obtenues ont été récupérées dans 3 ml d' HNO₃ (Keita et Van Der Pol, 1988).

La solution obtenue a été filtrée en utilisant le papier filtre puis le filtrat a été ajusté à 250 ml par l'eau distillée. Par la suite, nous avons procédé à déterminer les teneurs en phosphore à l'aide de spectrophotomètre UV-visible à 460nm (Murphy and Riley., 1962) (Annexe 01)

2.2. Dosage de calcium

Le dosage de calcium dans les plantes a été effectué par titration par une solution EDTA (0.005 mol.l⁻¹) à l'aide d'une burette à titration en utilisant le même filtrat de dosage de phosphore (Mathieu et Pieltain, 2003). (Annexe 02)

2.3. Dosage d'azote (Méthode Kjeldahl)

Des échantillons de 0.5 ou de 1 g de plante ont été additionnés à 30 ml d'acide sulfurique concentré et 2g du catalyseur Kjeldahl. Après minéralisation à 200°C pendant 3 h, le minéralisât a été complété à 250 ml par l'eau distillée. La distillation du minéralisât est effectuée après ajout de la soude 40 % (jusqu'à l'obtention d'une coloration jaune), les échantillons ont été distillés et par la

suite, le distillat a été titré par une solution d'acide sulfurique diluée 0.005M jusqu'au virage de la coloration au rose (**Van Reeuwijk., 2002**) (Annexe 03).

2.4. Calcul de la PUE

Un paramètre est utilisé pour évaluer l'efficacité du phosphore chez les populations d'arachide testées (**PUE : P utilization efficiency**), indiquant l'efficacité de la plante à utiliser le P absorbé. Ceci a été également présenté et calculé dans cette étude selon la formule décrite par **Pan et al. (2008)**:

$$PUE = \frac{\text{Poids sec de la plante entière (g)}}{P \text{ contenu dans la plante entière (g)}}$$

2.5. Analyse statistique

Les résultats quantitatifs recueillis pour l'ensemble des caractères étudiés ont fait objet d'une analyse de la variance à l'aide du programme XLSTAT 2009. L'ANOVA permet de détecter les différences entre les traitements par comparaison des moyennes avec le test Fisher-Snedecor au seuil significativité de 5%. Les groupes entre un certain nombre de caractères ont été aussi élaborés en utilisant le test Fisher LSD. De même, un test de corrélation de Pearson a été réalisé pour mettre au moins des éventuelles relations entre les caractères quantitatifs.

chapitre III :
Résultats et discussion

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Variation du P en fonction du génotype, traitement phosphaté et inoculation :

1.1. Partie racinaire :

Les résultats d'analyse de la variance aléatoire (ANOVA) révèlent une différence non significative entre les traitements pour les trois facteurs étudiés. Ce qui nous conduit à constater que les effets de ces facteurs ne sont pas significatifs sur le prélèvement du P par les racines (P-value = 0,2798) (annexe 04).

Les données représentées sur la figure 08 montrent que le génotype d'Adrar a utilisé le phosphore soluble TSP en absence de souche et en présence de souche dont les valeurs sont respectivement de 3,21 et 1,23 g/100g et à utiliser le P insoluble avec une valeur de 3,56g/100g, tandis que le génotype Mansoura est considéré comme le plus efficace par rapport à l'utilisation de forme tricalcique du P (CAP) avec un taux de 3,04 g/100g. Par ailleurs, les deux autres génotypes (EL-Frine et Sebseb) viennent en position intermédiaire vu qu'ils peuvent prélever le P dans ces deux formes (soluble et insoluble). Pour celui d'El-Oued, nous avons noté un faible prélèvement du P sous tous les traitements examinés.

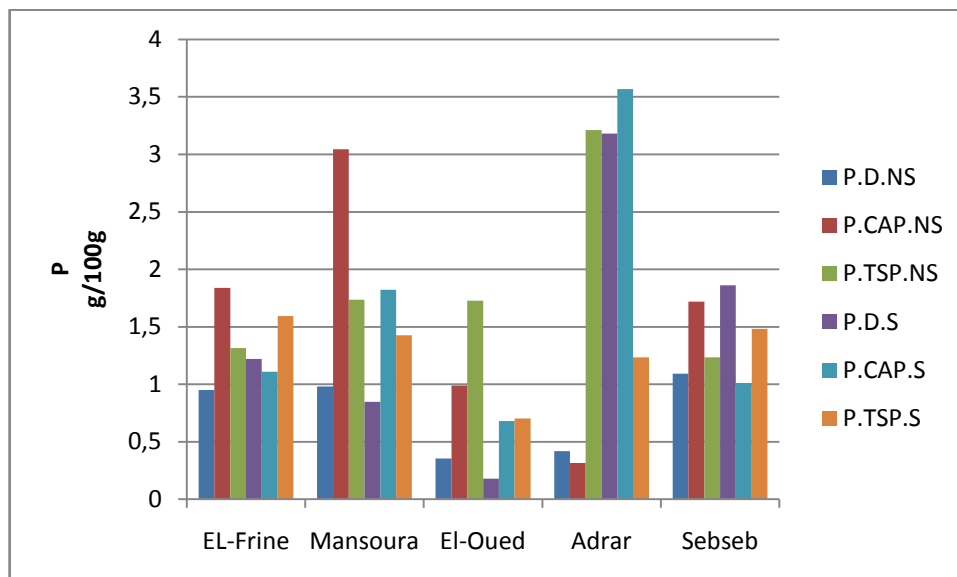


Figure 8 : Variations de phosphore racinaire en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.

1.2. Partie aérienne :

Les résultats d'analyse de la variance montrent uniquement un effet du génotype qui est hautement significatif sur le prélèvement du P, par rapport aux deux autres facteurs. (P-value = 0,0045) (Annexe 05).

Comparée à la partie racinaire, nous constatons dans cette partie que le génotype El-Oued est considéré comme le plus efficace vis-à-vis de l'utilisation du P soluble (Triple Super Phosphate) et en absence de souche a évalué 3,81 g/100g, tandis que les génotypes El Frine, Mansoura et Sebseb sont très proches vis-à-vis l'utilisation de phosphore. Néanmoins, pour celui d'Adrar, c'est pratiquement le seul qui a révélé une grande capacité de prélever le phosphore tricalcique en absence de souche avec un taux de 3,45 g/100g (figure 9).

Le test Fisher LSD a montré que par rapport au prélèvement du P, nous avons deux groupes, l'un est représenté par le génotype d'EL-Oued groupe A avec un moyen de 3,2029, et qui montre une performance dans le prélèvement du P par rapport aux autres génotypes qui constituent un groupe B avec un moyen de 1,8126. (Annexe 06).

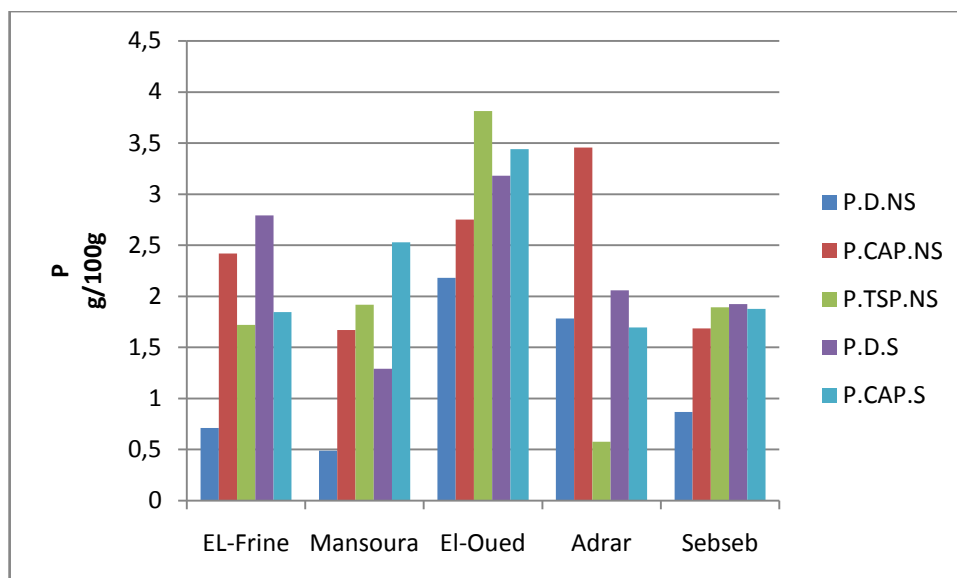


Figure 9 : Variations de phosphore aérienne en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.

2. Variation du N en fonction du génotype, traitement phosphaté et inoculation :

2.1. Partie racinaire :

Les résultats obtenus par l'analyse de la variance montrent qu'il n'y a pas d'effet significatif du traitement phosphaté sur la nutrition azotée. A cet effet, la différence n'est pas significative entre

les traitements pour les trois facteurs étudiés au seuil de signification $\alpha = 0.05$ (P-value = 0,2346) (Annexe 07).

Les données de la figure 10, nous a permis de caractériser les génotypes d'arachides par rapport à la variation d'azote racinaire dont nous constatons que le génotype de Mansoura possède une grande capacité de prélever l'azote en présence de CAP et en absence de la souche atteint la valeur de 0,50 % et en considérant leur possibilité d'utiliser le TSP avec un taux de 0,14 %. Ces derniers peuvent prélever l'azote plutôt en présence de la souche et en déficience de phosphore atteint la valeur de 0,11 %, par contre nous considérons que le génotype EL-Frine était moins performant vu que les teneurs en azote en présence de phosphore insoluble et en déficience de phosphore sont respectivement est 0,10 et 0,09 %. Par ailleurs pour le génotype Adrar, la nutrition azotée a tendance d'être plus importante dans la forme soluble du P comparée à celle du P insoluble dont nous estimons une valeur de 0,09 %.

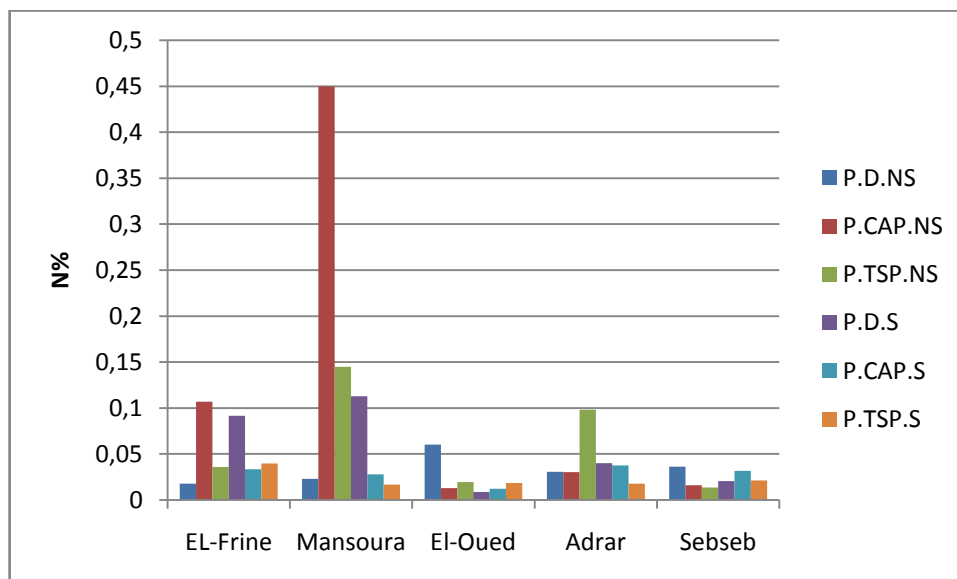


Figure 10 : Variation du N racinaire en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.

2.2. Partie aérienne :

Les résultats d'analyse de variance montrent une différence non significative entre les traitements pour les trois facteurs étudiés. Avec une probabilité de 0,2120 (Annexe 08).

D'après la figure 11, la nutrition azotée pour les génotypes Adrar et Mansoura en présence de TSP et en absence de souche atteint respectivement les valeurs de 1,05 % et 0,55 %. Cependant, le génotype d'Adrar est considéré comme le plus performant comparé aux deux autres génotypes (Sebseb et EL-Frine) qui possèdent des valeurs proches de nutrition azotée. En déficience phosphatée, le génotype EL-Frine peuvent prélever l'azote en pourcentage élevé même si en

absence de souche avec un taux de 0,52 %, et c'est celui d'EL-Oued qui possède la nutrition azotée la plus faible proportion.

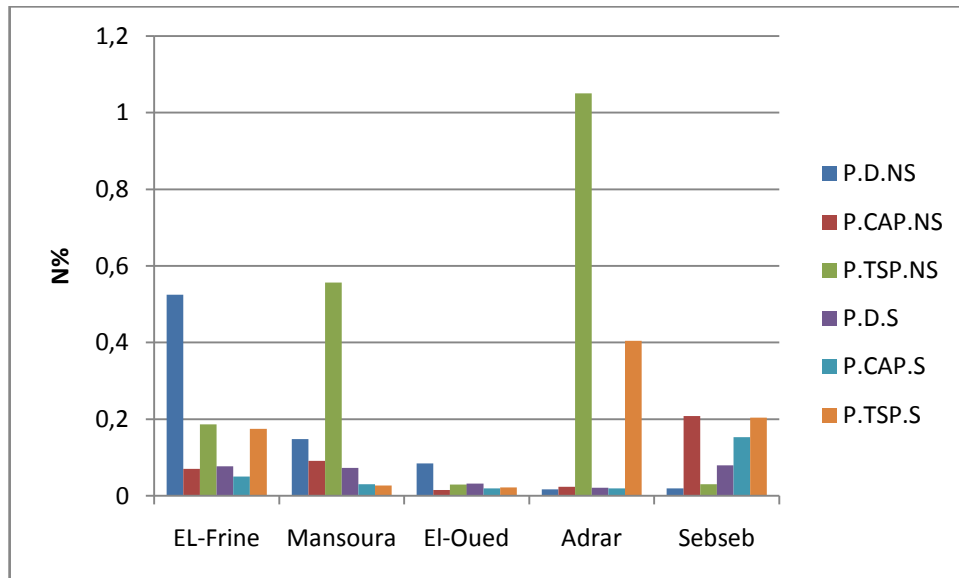


Figure 11 : Variation du N aérienne en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.

Le test de corrélation démontre qu'il existe une corrélation positive et significative entre les valeurs de phosphore racinaire et les valeurs de l'azote racinaire ($R^2 = 0.17$) ($P\text{-value} = 0.022$) $< \alpha = 0.05$ (figure 12).

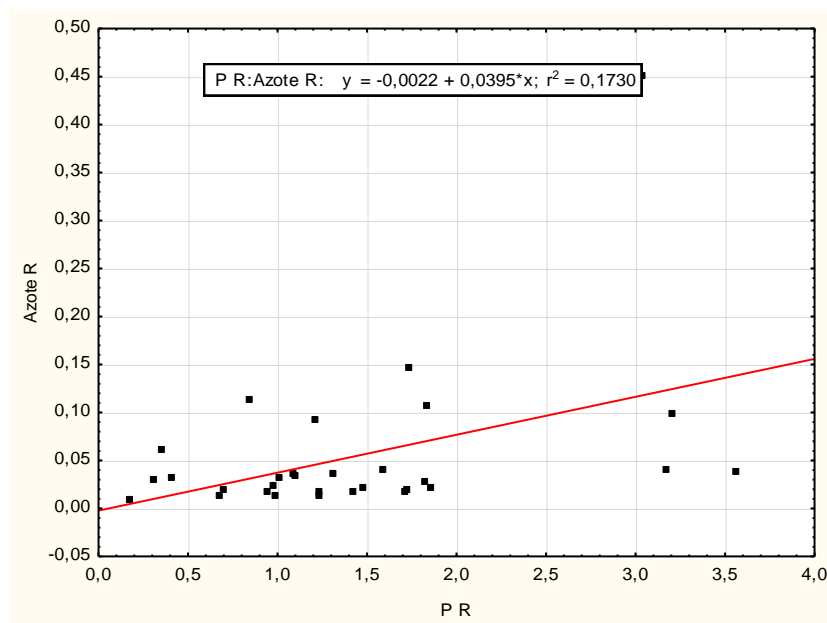


Figure 12 : Corrélation entre les valeurs de phosphore racinaire et les valeurs de l'azote racinaire.

3. Variation du calcium en fonction de génotype, traitement phosphaté et inoculation :

3.1. Partie racinaire :

D'après les résultats d'analyse de la variance, on constate que le facteur génotype influence d'une façon significative ($P\text{-value} = 0,0409$) (Annexe 09).

L'analyse des données nous a permis de conclure d'après la figure 13 le génotype Mansoura se caractérise par une quantité assez élevée en calcium presque dans tous les traitements étudiés. Par ailleurs le génotype EL oued prélève des quantités importantes de calcium, ajouté à celui d'EL Frine qui possède des faibles quantités de calcium. Néanmoins pour les deux autres génotypes (Adrar et Sebseb), nous avons enregistré des quantités pratiquement nulles (figure 13).

Le test Fisher LSD a montré que par rapport la variation racinaire du calcium, nous avons trois groupes, l'un est représenté par le génotype de Mansoura (groupe A) avec un moyen de 665,6667 et EL oued (groupe AB) leur moyen est 369,2500 tandis que les autres constituent le groupe B avec un moyen de 157,0787. (Annexe 10).

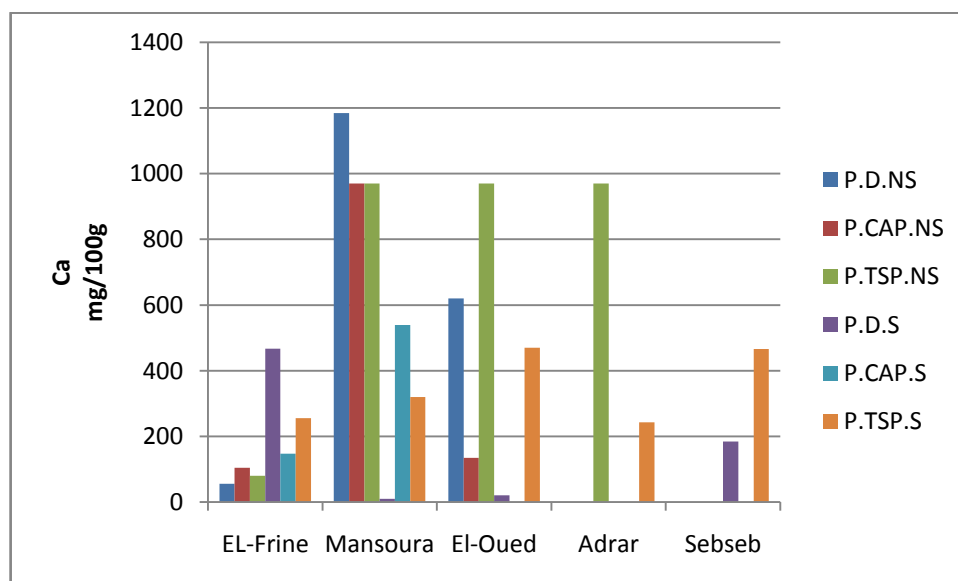


Figure 13: variation de calcium racinaire en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.

3.2. Partie aérienne :

Les résultats d'analyse de la variance montrent qu'il existe une différence significative uniquement sur les génotypes. ($P\text{-value} = 0,0087$) (Annexe 11).

Comme la partie racinaire la figure 14 montre que le génotype de Mansoura est considéré comme le plus efficace en contenant la plus grande quantité de calcium par rapport aux autres génotypes

surtout dans le traitement CAP et en présence de souche dont il atteint une valeur de 1040 mg /100g

Le test Fisher LSD a montré que par rapport la variation racinaire du calcium, nous avons deux groupes, l'un est représenté par le génotype de Mansoura (groupe A) avec un moyen de 500,6667 qui montre une performance dans la variation du Ca par rapport aux autres génotypes qui constituent un groupe B leur moyen est 207,7234. (Annexe 12).

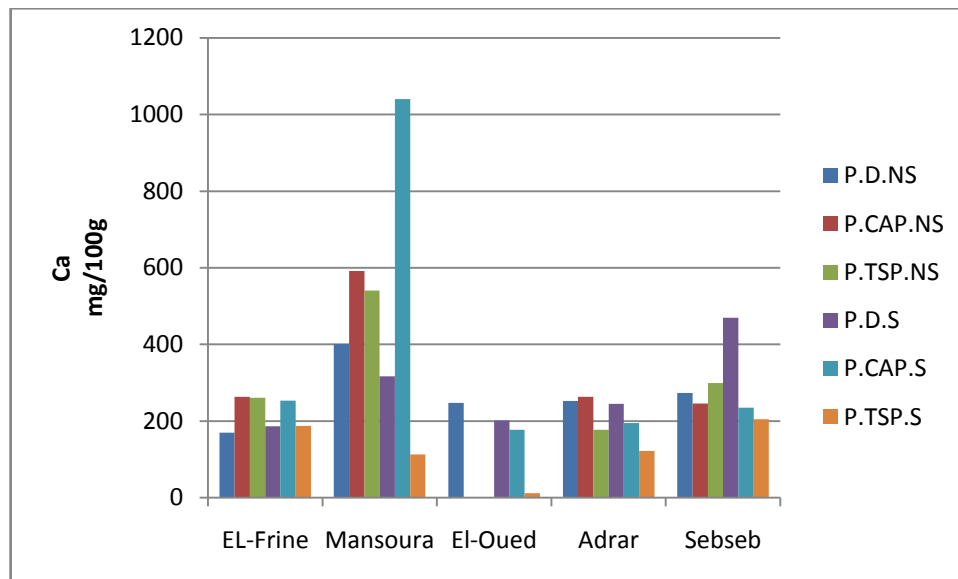


Figure 14 : variation de calcium aérienne en fonction de génotypes, traitement phosphaté et inoculation.

4. Effet de génotype, traitement phosphaté et inoculation sur les caractères morphologiques

4.1. Biomasse racinaire :

L'analyse de variance réalisée sur les biomasses prélevées montre un effet significatif sur le traitement phosphaté et inoculation uniquement. (p value= 0.000) (Annexe 13).

Les données de la figure 15 montrent la variation de la biomasse racinaire des populations d'arachide en fonction de génotype, traitement phosphaté et inoculation. En effet, on constate que le génotype de El Frine possède un taux d'augmentation de la biomasse dans le traitement TSP en absence de souche est évalué à 3,8 g et dans le traitement TSP en présence de souche avec une valeur de 4,6 g et dans le CAP en présence de souche est évalué à 2,8 g ,et on considère une diminution dans les autres traitement, ajouté a celui les génotypes de Mansoura, Adrar et EL-Oued qui possède une augmentation maximal dans le TSP en présence de souche avec un taux respectivement de 4,9, 4,6 et 4 g .par ailleurs le génotype de Sebseb possède une diminution de la biomasse racinaire par rapport les autres génotypes .

Le test Fisher LSD a montré que par rapport la variation de la biomasse racinaire , nous avons deux groupes, l'un est représenté par le traitement de TSP (groupe A) avec Moy = 2,940 qui montre une performance dans la variation de cette biomasse par rapport aux autres traitements qui constituent un groupe B (Annex 07) Moy= 0,955. Et d'après ce test on constaté deux groupes, l'un est représenté par inoculation en présence de souche (groupe A) Moy= 2,067 et en absence de souche (groupe B) Moy = 1,167 (Annexe 14).

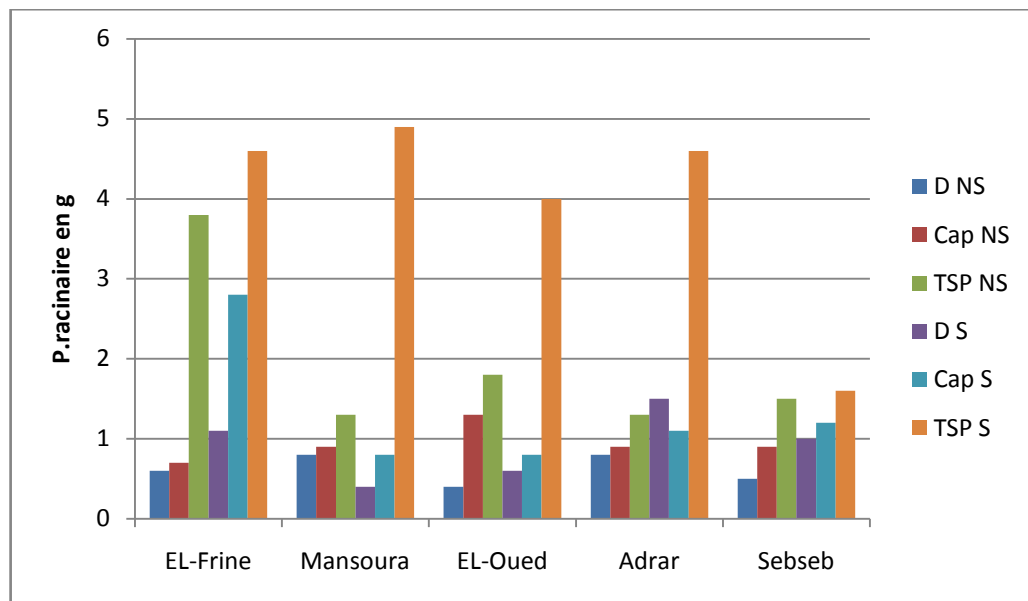


Figure 15 : la variation de la biomasse racinaire en fonction de génotype, traitement phosphaté et inoculation.

4.2. Biomasse aérienne :

Les résultats d'analyse de la variance montrent qu'il existe une différence significative uniquement sur le traitement phosphaté. (P-value = 0,008) (Annexe 15).

D'après la figure 16 nous avons constaté que L'apport du traitement phosphaté seul a entraîné une augmentation de la biomasse aérienne pour la totalité des populations d'arachide.

L'augmentation la plus élevée est notée chez le génotype de Mansoura dans le traitement de TSP en présence de souche avec un taux de 6,9g et par la suite les génotypes de EL frine et EL oued atteignent les valeurs respectivement de 6,3 g et 5,9 g. par ailleurs le génotype de sebseb possède une augmentation maximale par rapport aux autres génotypes dans le traitement de CAP en absence de souche avec une valeur de 6,3g, par contre le génotype d'Adrar on considère que l'augmentation de la biomasse aérienne est équilibrée entre tous les traitements étudiés .

Le test Fisher LSD a montré que par rapport la variation de la biomasse aérienne, nous avons deux groupes, l'un est représenté par le traitement phosphaté TSP et CAP (groupe A) Moy = 4,735 qui montre une performance dans cette variation par rapport aux le traitement D qui constituent un groupe B, Moy = 3,350 (Annexe 16).

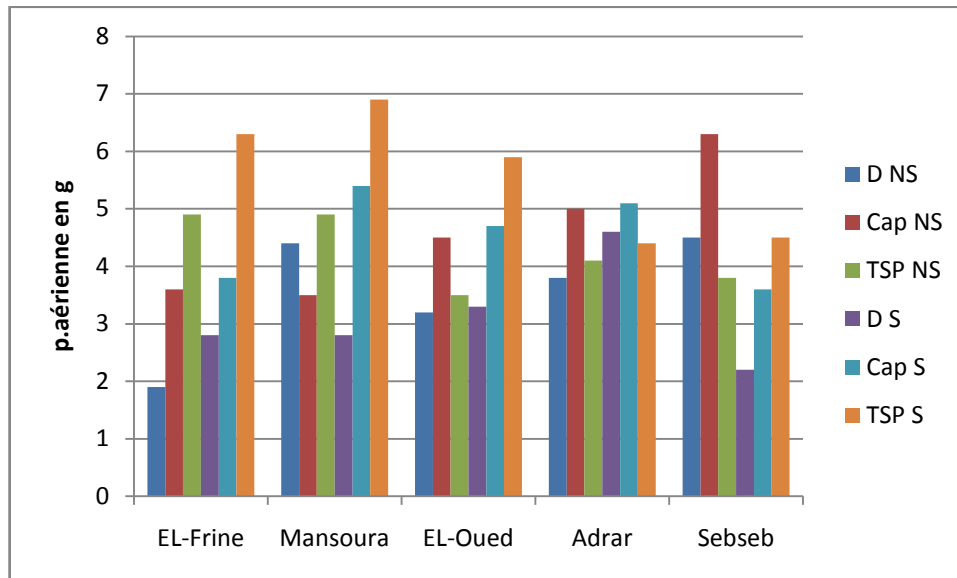


Figure 16 : la variation de la biomasse aérienne en fonction de génotype, traitement phosphaté et inoculation.

5. Effet de déficience sur l'efficacité d'utilisation du P (PUE) par les plantes

La figure 17 représente la variation des valeurs de PUE en fonction de génotypes, traitement phosphaté et de l'inoculation; nous avons considéré que il n'existe pas un effet significatif pour les trois facteurs étudiés au seuil de 5% en présence et en absence de la souche. (P-value = 0,314) (Annexe 17).

Pour les cinq génotypes d'arachide testées, les valeurs de PUE les plus élevées ont été enregistrées sous conditions de déficience en P avec une valeur maximale de 385.37 notée chez la population d'El-Frine et une valeur minimale de 90.56 enregistrée pour celle de Sebseb.

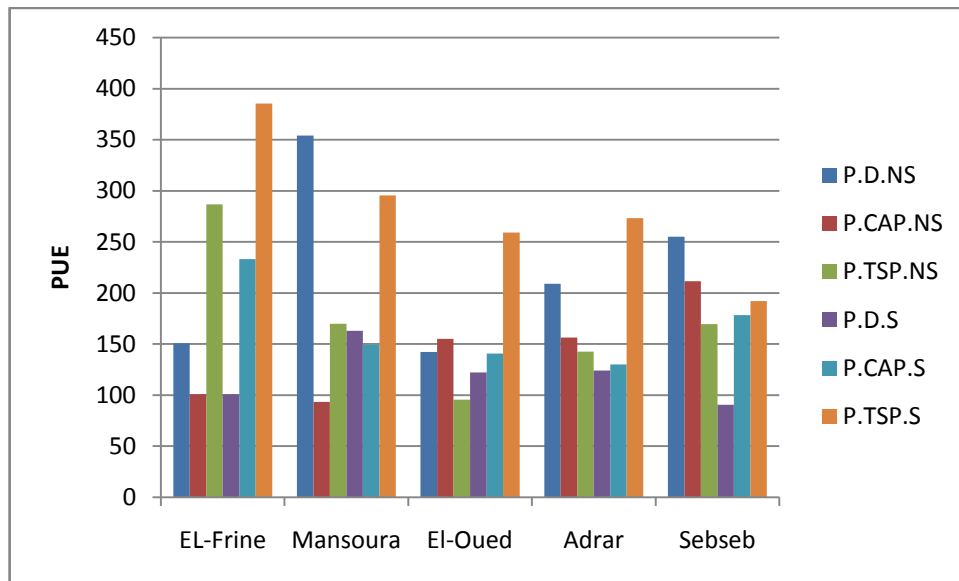


Figure 17 : Variation des valeurs de PUE en fonction de l'apport phosphorique; de l'inoculation et de géotypes.

Discussion

Les résultats obtenus portant sur les quantités de P prélevé par la plante mettent en évidence la capacité de la population de El Mansoura à solubiliser le phosphate insoluble (CAP) dans l'interface rhizosphérique même si en absence de l'inoculation. Cela peut être lié à la forte acidification produite dans l'interface sol-racine de cette population et qui semble avoir un effet direct sur la biodisponibilité du P dans la rhizosphère (**Duwig et al., 2000**). En outre, présence de l'inoculation le génotype d'Adrar a pu prélever le P dans sa forme insoluble (CAP). Ainsi, d'après plusieurs auteurs, le *Rhizobium* possède à la fois le potentiel de dissoudre le P insoluble. Le principal mécanisme de la solubilisation du phosphate minéral est la production des acides organiques et l'excrétion des protons H⁺ dans la rhizosphère (**Babana, 2003 ; Chen et al., 2006 ; Khan et al., 2009**). Ceci peut nous amener à déduire que l'association entre les racines des plantes et la solubilisation microbienne des phosphates minéraux joue un rôle important dans la nutrition phosphatée des plantes (**Akhtar et Siddiqui, 2009 ; Khan et al., 2009**).

Par contre dans la partie aérienne le génotype d'Adrar a utilisé le phosphore tri calcique (CAP) en absence de l'inoculation, vérifie que la plante peut développer de nombreuses stratégies leur permettant d'assimiler le Pi avec une plus grande efficacité dans des sols pauvres en cet élément. Il s'agit de mécanismes morphologiques, physiologiques, biochimiques et moléculaires. Ces stratégies consistent tout d'abord en augmentation de la croissance racinaire, la mise en place d'organes spécialisés (**Skene, 1998**), l'expression de transporteurs de Pi à haute affinité (**Raghothama et Karthikeyan, 2005**), la sécrétion d'exsudats racinaires et d'enzymes spécifiques (**Duff et al., 1994 ; Jones, 1998 ; Hammond et al., 2004**).

Une déficience en phosphore chez les légumineuses n'affecte pas seulement l'établissement de la culture et sa croissance mais aussi la nodulation et la fixation biologique d'azote (**Tang et al., 2001**). Il a été bien noté pour tous les génotypes étudiés avec le traitement déficient et non inoculé possèdent une faible capacité de fixation biologique d'azote.

Dans ce contexte, **Graham (1981)**, a déjà montré que, sous déficit en P, le haricot a une faible capacité de nodulation et donc une faible FSN (fixation symbiotique d'azote). Les résultats que nous avons obtenus rapportent que le génotype de Mansoura, et El-Frine fixent l'azote dans le cas de phosphate insoluble et en absence de la souche ce qui justifie que les légumineuses en fixant l'azote atmosphérique, prélèvent plus de cations que d'anions contribuant à la libération de protons (**Hinsinger et al., 2001**), en favorisant, par la suite, la solubilisation de P insoluble, et par conséquent la libération du P dans le sol (**Arcand et Schneider, 2006**). En effet, l'excrétion de H⁺

due à l'assimilation de NH_4^+ est une alternative métabolique pour la solubilisation du P insoluble (**Goldstein et Krishnaraj, 2003**). De même, **Almeida et al., (2000)** ont montré chez le trèfle blanc (*Trifolium repens* L.) que sous déficience phosphatée très élevée, la nodulation et la fixation biologique d'azote sont régulées par feed back suite à la réduction de la demande en azote. Chez le pois-chiche (*Cicer arietinum*), **Kurdali (1996)** a montré que la compétition entre les nodules et les gousses pour le P peut contribuer à la réduction de la fixation biologique d'azote après la floraison.

Par ailleurs, les résultats montrent bien la corrélation entre le P racinaire et l'azote racinaire. Dans une expérimentation sur différentes légumineuses (fève, petit pois et haricot), **Koala et Saidou (1986)** a trouvé que l'augmentation des apports de P augmente le nombre et le poids des nodules parallèlement à l'amélioration de la matière sèche des racines et de la partie aérienne. Ce qui suggère que le phosphore améliore la fixation biologique d'azote par l'amélioration de la biomasse de la plante et par la suite la mise en place des photoassimilats pour la fixation biologique d'azote plutôt que par l'amélioration directe de l'initiation ou du fonctionnement des nodules.

Un sol calcaire c'est un sol contenant du CaCO_3 libre en quantité suffisante. D'une manière générale, les matériaux originaux calcaires, laissent dans le sol des fragments de roches calcaires (carbonatées, calcaires) ou simplement riches en calcium (les basaltes par exemple) de dimensions diverses et en quantités variables selon la nature de la roche d'une part et selon les conditions de l'altération d'autre part (**Ruellan, 1976**).

Le calcium fait partie des éléments minéraux essentiels à la croissance d'une plante avec l'azote et le potassium, il est un des éléments dont les teneurs sont les plus élevées dans les tissus végétaux. Il est présent dans tous les organes de la plante (**Galet, 1993**), il intervient avec les autres cations (potassium, magnésium) dans la neutralisation des acides organiques et la stabilité des parois cellulaires. L'une des fonctions premières du calcium est de créer des liens entre les parois des cellules. Il maintient donc la structure entre les cellules en les cimentant les unes aux autres. Il intervient aussi dans la constitution de certaines protéines et enzymes telles que les phosphatases. Il jouerait également un rôle dans le déclenchement des mitoses. Cet élément a tendance à s'accumuler dans les organes en fin de croissance (âgés) du fait de sa faible mobilité (**Ribereau-Gayon et Peynaud, 1971**). Les besoins en calcium sont généralement satisfaits (**Reynier, 2007**).

Une carence en calcium implique une perte de cohésion entre les cellules, qui se traduit par une brûlure de l'apex ou de la marge des jeunes feuilles. Avec l'expansion foliaire, des malformations et du gaufrage apparaissent sur les feuilles affectées. Sur les fruits les dommages apparaissent à leur apex. Ils se caractérisent par une lésion affaissée brune ou noire (**Kirkby, Pilbeam, 1984**).

Nos résultats révèlent que le génotype de Mansoura est le plus efficient vis-à-vis l'assimilation de Ca en présence de l'inoculation par rapport les autres génotypes ceci peut nous amène à supposer que la souche à solubilise le phosphore tri calcique, cette processus de solubilisation permet de la libération de Ca dans le sol et une assimilation facile de cette élément par la plante.

Parmi Les conditions ayant un effet négatif sur l'absorption du calcium, une basse humidité du sol limitant le développement racinaire ainsi que le déplacement du calcium vers les racines, Des teneurs inadéquates en calcium dans le sol ou dans le milieu de culture (serre). Une baisse température du sol ou du milieu de culture (serre) limitant l'absorption du calcium (**Morard, P, 1996**).

Les résultats obtenus montrent une augmentation de la production de la biomasse racinaire. Ils sont en accord avec ceux obtenus sur le pin maritime (**Mollier, 1999**), le haricot (**Rychter et Randall, 1994**), l'orge (**Strykeret al., 1974**), le maïs (**Drew et Saker, 1978**) et le soja (**Tang et al., 2009**) où un allongement total des racines et une augmentation de la production de la biomasse racinaire en situation de déficience en P sont rapportés.

Aussi nos résultats sont en accord avec ceux rapportés par plusieurs auteurs chez le *Phaseolus vulgaris* (**Vadez et al., 1996 ; Shemseldin et al., 2005 ; kouas et al., 2009 ; Alkama et al., 2009**), chez *Pisum sativum* (**Geneva et al., 2006**) et chez *Glycine max* (**Zarrin et al., 2007**). Ces auteurs apportent que l'inoculation et le traitement phosphaté ont un effet significatif sur la biomasse racinaire.

D'après **Jebara et al., (2005)**, la biomasse racinaire est moins affectée par le traitement phosphaté que la biomasse aérienne.

Par ailleurs, on constate une augmentation de la biomasse aérienne ; en conditions de carence en phosphate, plusieurs modifications morphologiques vont permettre à la plante de s'adapter à ces conditions, parmi ces dernières une augmentation de la partie aérienne (**Raghothama, 1999**). La biomasse aérienne est un paramètre important pour l'évaluation de la sensibilité des légumineuses à la déficience en P (**Vadez et al., 1996 ; Pan et al., 2008 ; Alkama, 2010**).

Notre résultats ont rapporté que la population de El-Frine est la plus sensible à la déficience en P et la population de Sebseb est la plus tolérante.

L'efficacité de l'utilisation de P par la plante est un paramètre qui indique l'efficacité de la plante à utiliser le P prélevé pour la formation de la biomasse (**Gerloff et Gabelman, 1983**).

D'après nos résultats le génotype d'El-Frine possède une valeur élevée de PUE avec le traitement TSP S ce qui nous amène à conclure que l'augmentation d'efficacité de l'utilisation de P est une

stratégie importante de la plante pour tolérer la déficience de P (**Raghothama, 1999; Bates et Lynch, 2001; Vance et al., 2003**).

Sous la déficience en P, les plantes efficaces en P augmentent leur efficacité d'utilisation de P par différents mécanismes cellulaires internes qui contribuent à l'utilisation du phosphore absorbé par les racines (**Raghothama 1999 ; Bates et Lynch 1996 ; Vance et al., 2003**).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Ce travail a pour objectif l'étude d'effets du traitement phosphaté (soluble et insoluble) et d'inoculation (*Bradyrhizobium sp.*) sur cinq géotypes d'arachide en analysant quelques réponses morphologiques et biochimiques des plants d'arachide cultivés.

A travers les résultats obtenus dans ce présent travail, on peut constater que l'utilisation et le prélèvement du P varie en fonction des provenances des géotypes testés ainsi qu'aux traitements dans lesquels sont soumis les différents géotypes. En effet, nous pouvons déduire que parmi les géotypes étudiés, ceux d'Adrar et de Mansoura ont révélé une efficacité d'utilisation du P même si dans ses formes insolubles (CAP).

Cette étude a aussi permis de mettre en évidence le rôle que joue le phosphore dans la fixation de l'azote atmosphérique. Cela vaut particulièrement pour dans l'adaptation de la plante hôte à la déficience en phosphore améliorant ainsi sa tolérance à ce stress. Nous constatons que l'inoculation par la souche *Bradyrhizobium sp.* n'a pas été efficace pour les géotypes étudiés. Cela peut être dédié donc à la faible adaptation de la souche introduite aux conditions édaphiques de l'expérimentation ou encore à l'antagonisme des souches. Dans le même sens, nos résultats nous ont permis de constater une corrélation positive entre la teneur de phosphore racinaire et azote racinaire des plantes, Cette constatation vient pour confirmer les travaux rapportés par d'autres chercheurs (Schulze et al, 2006; Tsvetkova et Georgiev, 2007).

Pour conclure, parmi les perspectives qui s'avèrent nécessaire pour valoriser notre travail, nous proposons :

- La reprise des essais aux champs pour confirmer les résultats
- Le test d'inoculation croisant les géotypes d'arachides et les souches à haut potentiel de solubilisation du P pour sélectionner des symbioses performantes sous déficit en P.
- L'utilisation des bactéries solubilisatrices de phosphore dans les pratiques agronomiques, ce qui va aider non seulement à excentrer le coût élevé d'engrais phosphates mais aussi à mobiliser le phosphore insoluble dans les engrais et les sols
- Approfondir l'étude des mécanismes de tolérance de la symbiose Arachide -*Rhizobia* au déficit en P.

En fin, une approche moléculaire serait intéressante afin de caractériser, dans le cadre génétique, les QTLs responsables de l'expression de l'efficacité d'utilisation du P chez les populations

d'arachides tolérantes et les intégrer dans les futurs programmes de sélection et d'amélioration de la productivité de cette culture.

Références

Références bibliographiques

- 1- Abdoul habou Z., 2003 : effets de la qualité de semences sur la production de l'arachide au Sénégal. Mémoire pour obtenue de diplôme d'Ingénieur Agronome. Sénégal. ENSA. 59 p.
- 2- Ah-leung S., Bernard H., Drumare M.F., Mondoulet L., Paty E., Scheinmann P., Wal J.M., December 2003 : Influence des procédés thermiques sur l'allergénicité de l'arachide. Revue Française d'Allergologie et d'Immunologie Clinique. Volume 43 (8): 486-491.
- 3- Alkama N., Bolou Bi Bolou E., VailheH., Lucien Roger L., Ounane S.M., Drevon J.J., 2009. Genotypic variability in P use efficiency for symbiotic nitrogen fixation: is associated with variation of proton efflux in cowpea rhizosphere. SoilBiology and Biochemistry. 41, 1814-1823.
- 4- Almeida J.P.F., Hartwig U.A., Fehner M., Nösberger J. and Lüscher A (2000). Evidence that P deficiency induces N feedback regulation of symbiotic N₂ fixation in white clover (*Trifolium repens* L.). Journal of Experimental Botany 51: 1289-1297.
- 5- Andrade, G., Linderman, R. G. and Bethlenfalvay, G. J. (1998). Bacterial association with the mycorrhizosphere and hyphosphere of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. Plant and soil. 202: 79-87.
- 6- Anonyme, 2005: Production et conservation des gains en régions chaudes. CEEMAT. Ministère de la Coopération et Développement. Paris.529p.
- 7- Arakrak A., Frossard E., JACQUIN F., 2006. Adsorption du phosphore dans les sols calcaires. Equipe de Recherche d'Agro- Ecologie et Protection des Végétaux. FST- Tanger-Maroc. p159.
- 8- Arcand M., Schneider Kim.D, 2006. Plant-and microbial-based mechanisms to improve the agronomic effectiveness of phosphate rock:a review.Annals of the Brazilian Academy of Sciences,78(4):791-807.
- 9- Babana A.H., 2003. Mise su point d'un inoculant biologique pour le blé irrigué du mali. Mémoire de Magister. Laval.Quebec.138p.
- 10- Barrera L. L., Trujillo M. E., Goodfellow M., Garcia F. J., Hernandez-lucas I., Davila G., van Berkum P., Martinez-Romero E. 1997. Biodiversity of *bradyrhizobia* nodulating *Lupinus* spp. Int. J. Syst. Bacteriol. 47: 1086-1091.
- 11- Bates T.R., Lynch J.P., 1996. Stimulation of root hair elongation in *Arabidopsis thaliana* by low phosphorous availability. Plant Cell Environ 19, 529-38.
- 12- Berthelin J., Leyval C., Laheurte F. and De Giudici P. (1991). Some considerations on the relations between phosphate solubilizing rhizobacteria and their effect on seedlings and plants growth related to phosphorus mobilization. *in* plant growth-promoting rhizobacteria progress and prospects. Éditeurs : Keel, C., Koller, B., Défago, G. IOBC-WPRS Bulletin. XIV (8): 359 - 538.
- 13- Borucki W, Sujkowska M, 2008. The effects of sodium chloride salinity upon growth, nodulation, and root nodule structure of pea (*Pisum sativum* L.) plants. Acta Phys. Plant. 30:293-301.
- 14- Brencic, A. and Winans, S.C. (2005). Detection of and response to signals involved in host-microbe interactions by plant-associated bacteria. Microbiol. Mol. Biol. Rev. 69, 155-194.

- 15- Broughton W J, 2003. Roses by Other Names: Taxonomy of the *Rhizobiaceae*. J Bacteriol. 185:2975- 79.
- 16- Cesar AI, Esther MG, Daniel M, Ruben L, Estibaliz L, Erena GQ, 2011. Physiological response of legume nodules to drought. Plant stress. 5:24-31.
- 17- Chen Y.P., Rekha P.D., Arum A.B., Shen F.T., Lai W.A., Young C.C., 2006. Phosphate solubilizing bacteria from subtropical soil and their tricalcium solubilizing abilities. Applied soil Ecology, 34:33-41.
- 18- Debbabie A.H., Shafchak S.D., 2008: Production des produits du champ. Edition Dar el fekre El Arabie, Egypt. 594 p.
- 19- Dita MA, Rispaïl N, Prats E, Rubiales D, Singh KB, 2006. Biotechnology approaches to overcome biotic and abiotic stress constraints in legumes. Euphytica 147:1-24.
- 20- Doucoure F, 1999 ; utilisation d'une souche mutante pour l'identification de variétés d'arachide tolérantes a *Aspergillus flavus* et a la production d'aflatoxines ; d'ingénieur agronome ; Ecole nationale supérieure d'agriculture ; 01-20p
- 21- Duff MG, Sarath G & Plaxton WC (1994). The role of acid phosphatases in plant phosphorus metabolism.
- 22- Eardly BD, Wang FS, Whittam TS, Selander RK, 1995. Species limits in *Rhizobium* populations that nodulate the common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). Applied and Environmental Microbiology 61:507-512.
- 23- Euzéby J. P., Findall B. J. 2004. Status of strains that contravene rules 27(3) and 30 of the Bacteriological Code. Request for an Opinion. Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 54: 293-301.
- 24- Faghire M, Bargaz A, Farissi M, Palma F, Mandri B, Lluch C, Tejera García NA, Herrera-Cervera JA, Oufdou K, Ghoulam C, 2011. Effect of salinity on nodulation, nitrogen fixation and growth of common bean (*Phaseolus vulgaris*) inoculated with rhizobial strains isolated from the Haouz region of Morocco. Symbiosis, 55:69-75.
- 25- Faghire, Mustapha. Rôle des microorganismes symbiotiques (cas de *Rhizobia*) dans l'amélioration de la production agricole de *Phaseolus vulgaris* sous stress salin. Thèse de doctorat. Marrakech: Faculté des Sciences et Techniques, 2012, 3p.
- 26- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations), 2009. Faostat. <http://faostat.fao.org/DesktopDefault.aspx?PageID=291&lang=fr>.
- 27- Fonceka D., 2010: Elargissement de la base génétique de l'arachide cultivée (*Arachis hypogaea*) : Applications pour la construction de populations, l'identification de QTL et l'amélioration de l'espèce cultivée. Thèse de doctorat. Montpellier Sup Agro. 108 p.
- 28- Fonceka D., 2010: Elargissement de la base génétique de l'arachide cultivée (*Arachis hypogaea*) : Applications pour la construction de populations, l'identification de QTL et l'amélioration de l'espèce cultivée. Thèse de doctorat. Montpellier Sup Agro. 108 p.
- 29- Gage D.J., 2004. - Infection and invasion of roots by symbiotic, nitrogen-fixing *rhizobia* during Acclimation of white lupine to phosphorus deficiency involved enhanced expression of genes advances 24: 382-388.
- 30- Galet P., 1993. Précis de viticulture. *Édit. Dehan., Montpellier, 461-475 p.*
- 31- Geneva M., Zehirov G., Djonova E., Kaloyanova N., Georgiev G., Stancheva I., 2006. The effect of inoculation of pea plants with mycorrhizal fungi and *Rhizobium* on nitrogen and phosphorus assimilation. Plant soil environ 52 (10), 435-440.

Références

- 32- Gerloff G.C., Gabelman W.H., 1983. Genetic basis of inorganic plant nutrition. Ed. Encyclopedia Plant Physiology. New Series, Springer-Verlag 15B, 453-476.
- 33- Gillier, P. et P. Silvestre. 1969. L'arachide. G.-P. Maisonneuve & Larose, Paris, 292 pp.
- 34- Gillier. P 1969 :L'arachide, Maisonneuve et Larose. Agroalimentaires, Ecole Polytechnique Fédérale Lausanne, Paris, 2000. Journal of Clinical Nutrition 9: S28 –S32.
- 35- Goldstein A. H. (1986). Bacterial solubilization of mineral phosphate: historical perspective and future prospects. Am. J. Altern. Agric. 1: 51 - 57.
- 36- Goldestein A.H., Krishnaraj P.U., 2003. phosphate solubilizing microorganisms vs. Phosphate mobilizing microorganisms: what separates a phenotype from a trait in: E. Velazquez et C Rodriguez-Barrueco (eds), First International Meeting on Microbial phosphate solubilization. 203-213.
- 37- Graham, P.H., 1981. Some problems of nodulation and symbiotic nitrogen fixation in *Phaseolus vulgaris* L. Field Crop Res., 4: 93 -112.
- 38- Hinsinger, P., 2001. Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. Plant Soil 237:173-195.
- 39- Hubert P., 2000: (ING. D'Agronomie); Fiche technique d'agriculture spéciale.
- 40- Ibra Fall 1988: L'arachide, grand prix du président de la république pour les sciences et les technologies, 300 pages.
- 41- ITDAS., 1993. Fiche technique, ITDAS, Biskra
- 42- Jebara M., Aouani ME., Payre H., Drevon J.J., 2005. Nodule conductance varied among common bean (*Phaseolus vulgaris*) genotypes under phosphorus deficiency. Plant Physiology 162, 309-315.
- 43- Jones DL (1998) Organic acids in the rhizosphere: a critical review. *Plant Soil* 205: 25-44.
- 44- Jordan D.C. 1982. Transfer of *rhizobium japonicum* Buchanan 1980 to *Bradyrhizobium* gen.nov., a genus of slow growing root nodule bacteria from leguminous plants, Int. J. Syst. Bacteriol. 32: 136-139.
- 45- Kangfu Yu, 2011. Bacterial Artificial Chromosome Libraries of Pulse Crops: Characteristics and Applications. Journal of Biomedicine and Biotechnology. Article ID: 493186, 8 pages.
- 46- Khan A.A., Jilani G. Akhtar M.S., Saqlan Nagvi S.M., Rasheed M., 2009. Phosphate solubilizing bacteria: Occurrence, Mechanisms and their Role in crop production. J. Agri. Biol. Sci. 1 (1):48-58.
- 47- Kluepfel D. E. (1993). The behaviour and tracking of bacteria in the rhizosphère. Ann. Rev. Phytopathol. 31: 441 - 472.
- 48- Koala S., 1986. Effect of nitrogen and phosphorus fertilizers on the growth nodulation and nitrogen fixation of faba bean (*Vicia faba* L.), green pea (*Phaseolus vulgaris* L.). Ph D thesis Montana State University. 285p.
- 49- Kouas S., Debez A., Plassard C., Drevon J.J., Abdelly C., 2009. Effect of phosphorus limiting on phytase activity, proton efflux and oxygen consumption by nodulated roots of common bean (*Phaseolus vulgaris*). African Journal of Biotechnology 8 (20), 5301-5309.
- 50- Kurdali F (1996). Nitrogen and phosphorus assimilation, mobilisation and partitioning in rainfed chickpea (*Cicer arietinum* L.). Field Crops Research 47: 81-92.

- 51- Kuy Kendall L.D., Saxena B., Devine T. E., Udell S. E. 1982. Genetic diversity in *Bradyrhizobium Japonicum* Jordan 1982 and proposal for *Bradyrhizobium elkanii* sp. nov. *Can. j. Microbiol.* 38: 501-505.
- 52- Longfei Zhao, Zhenshan Deng, Wenquan Yang, Ying Cao, Entao Wang, Gehong Wei, 2010. Diverse *Rhizobia* associated with *Sophora alopecuroides* grown in different regions of Loess Plateau in China.
- 53- M. Issa FAYE, Contrôle génétique de la dormance des graines fraîches chez des variétés d'arachide (*Arachis hypogaea* L.) de type *spanish* et recherche de marqueurs microsatellites liés au Caractère, thèse de doctorat en Génétique et Amélioration des Plantes, université Cheikh Anta Diop de Dakar (U.C.A.D.), faculté des sciences et techniques, 2010, 24p.
- 54- Marschner P., Crowley D. E. and Sattelmacher B. (1997). Root colonization and iron nutritional status of a *Pseudomonas fluorescens* in different plant species. *Plant and soil.* 196: 311-316.
- 55- Mayeux. A. H 2001: Atelier de formation échange- Dossier, techniques sur les normes
- 56- Mouhsine B, Prell J, Filali-Maltouf A, Priefer UB, Aurag J, 2007. Diversity, phylogeny and distribution of bean rhizobia in salt-affected soils of North-West Morocco. *Symbioses* 43:83-96.
- 57- Narsian V. and Patel, H. H. (2000). *Aspergillus aculeatus* as a rock phosphate solubilizer. *Soil Biol. Biochem.* 32: 559-565.
- 58- Pan X.W., LI W.B., Zhang Q.Y., LI Y.H., LIU M.H., 2008. Assessment on Phosphorus efficiency Characteristics of Soybean Genotypes in phosphorus-deficient Soils. *Agricultural Sciences in China* 7(8), 958-969.
- 59- Patrick R., 2008: Guide technique pour une utilisation énergétique des huiles végétales .Coordonnateur. Brasília : Cirad. 288p.
- 60- Pelmont, J. (1993). Bactéries et environnement. Presse Universitaire de Grenoble: 899 pages.
- 61- *Physiol Plant* 90: 791-800.
- 62- Pousset, J., 2003. Engrais verts et fertilité des sols. 2ème Edition Agri décisions, Paris.
- 63- Raghothama KG & Karthikeyan (2005) Phosphate acquisition. *Plant Soil* 274: 411-413.
- 64- Raghothama K.G., 1999. Phosphate acquisition. *Plant Physiol. Plant Mol. Biol* 50, 665–693.
- 65- Rakotoarimanana S R., 2010: Contribution a l'amélioration de la comestibilité de l'huile d'arachide artisanale par raffinage. Mémoire d'Ingénieur en Génie Chimique. Université d'Antananarivo. 110 P.
- 66- Raven, P. H., Evert, R. F., Eichlorn ,S. E., 2000. Biologie végétale. La 6ème Edition de boeck, Paris.
- 67- Rivas R., Willems A., Palomo J. L., Garcia-Benavides P., Mateos P. F., Martinez-Molina E., Gillis M., Velazquez E. 2004. "*Bradyrhizobium betae* sp. nov. isolated from roots of *Beta vulgaris* affected by tumor-like deformations." *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 54: 1271-1275.
- 68- Reynier A., 2007. Manuel de viticulture. *Édit. Tec et Doc., Paris, 280-380 p.*
- 69- Ribereau-Gayon J. et Peynaud E., 1971. Sciences et techniques de la vigne. *Édit. Dunod., Tome 1 et 2, Paris, 241-287 p.*
- 70- Richardson A. E. (2001). Prospects for using soil microorganisms to improve the acquisition of phosphorus by plants. *Aust. J. Plant Physiol.* 28,897-906.

Références

- 71- Ruellan A., 1976 : Morphologie et répartition des sols calcaires dans les régions méditerranéennes et désertiques, Ann. Agro. INA. Vol VI. N°1, pp 11-39. Samoiloya E.M., 1979 : Saline soils, classification and diagnostic. unep. URSS. Acad. Sci. seminar on soil salinity.
- 72- Rusli I., Harun A.R., Rahman K.A., Shamsuddin S. and Rahim K.A., 1998. Evaluation of yield and N₂ fixation of mutant lines of groundnut in Malaysia. International Atomic Energy Agency, Vienna, 87-94.
- 73- Shamseldin A.A.Y., Vinuesa B., Thierfelder H., Werner D., 2005. *Rhizobium etli* and *Rhizobium Gallicum* nodulate *Phaseolus vulgaris* in Egyptian Soils and Display Cultivar-Dependent Symbiotic Efficiency. Symbiosis 38, 145-161.
- 74- Siddique Z.A., Akhtar M.S., 2007. Biocontrol of a chick pea Root-Rot disease complex with phosphate-solubilizing microorganisms. Journal of plant pathology, 89(1):67-77.
- 75- Singh C. P. and Amberger A. (1998). Organic acids and phosphorus solubilization in straw composted with rock phosphate. Biorource Technology. 68: 13-16.
- 76- Skene KR (1998) Cluster roots: some ecological considerations. *J Ecol* 86: 1060-1064.
- 77- Sterner J. P., Parker M. A. 1999. Diversity and relationships of *Bradyrhizobia* from *Amphicarpaea bracteata* based on partial nod and ribosomal sequences. Syst. Appl. Microbiol. 22: 387-392.
- 78- Subbarao P.V, 1987 ; la rouille de l'arachide étude de quelques mécanismes de défense de l'hôte ; docteur en sciences de la vie spécialité phytopathologie ; Université de Paris-sud ; 01p.
- 79- Swaby, R. J. and Fedel F. (1973). Microbial production of sulphate and sulphide in some Australian soils. Soil Biol. Biochem. 5: 773-781.
- 80- Tang C., Hinsinger P., Drevon J. J., Jaillard B. (2001). Phosphorus deficiency impairs early nodule functioning and enhances proton release in roots of *Medicago truncatula* L. Annals of Botany 88 (1): 131-138.
- 81- Tang C., Hinsinger P., Drevon J. J., Jaillard B. (2001a). Phosphorus deficiency impairs early nodule functioning and enhances proton release in roots of *Medicago truncatula* L. Annals of Botany 88 (1): 131-138.
- 82- Tardieux et Roche A. (1966). Contribution à l'étude des interactions entre phosphates naturels et microflore du sol. Ann. Agron. 17 (4) : 403-471.
- 83- Taurian T., Ibanez F., Fabra A., Aguilar O. M. 2006. Genetic Diversity of Rhizobia Nodulating *Arachis hypogaea* L. in Central Argentinean Soils. Plant and Soil. Vol. 282, N° 1-2: 41-52.
- 84- Urtz B. E., Elkan G. H. 1996. Genetic diversity among Bradyrhizobium isolates that effectively nodulate peanut (*Arachis hypogaea*). Can. J. Microbiol. 42: 1121-1130.
- 85- Vadez V., Rodier F., Payré H., Drevon J.J., 1996. Nodule permeability to O₂ and nitrogenase -respiration in bean genotype varying in the tolerance of N₂ fixation to P deficiency. Plant Physiol. Biochem 346, 871-878.
- 86- Vance C.P., Uhde-Stone C., Allan D.L., 2003. Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. New Phytol 157, 423– 447.

Références

- 87- Vessey, J. K., Chemining, G.N., 2006. The genetic diversity of *Rhizobium leguminosarium* bv. *Viciae* in cultivated soils of the eastern Canadian prairie. *Soil Biology & Biochemistry* 38P.
- 88- Vinuesa P., Leon-Barrios M., Silva C., Willems A., Jarabo-Lorenzo A., Perez- Galdona R., Werner D., Martinez-Romero E. 2005. *Bradyrhizobium canariense* sp. nov., an acid-tolerant endosymbiont that nodulates endemic genistoid legumes (Papilionoideae:Genisteae) from the Canary Islands, along with *Bradyrhizobium japonicum* bv. *genistearum*, *Bradyrhizobium Genospecies alpha* and *Bradyrhizobium genospecies beta*. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 55: 569-575.
- 89- Xu L. M., Ge C., Cui Z., Li J., Fan H. 1995. *Bradyrhizobium liaoningense* sp. nov. isolated from the root nodules of soybeans. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 45: 706-711.
- 90- Yao, Z. Y., Kan F. L., Wang E. T., Wei G. H., Che W. X. 2002. Characterization of *Rhizobia* that nodulate legume species of the genus *Lespedeza* and description of *Bradyrhizobium yuanmingense* sp. nov. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 52: 2219-2230.
- 91- Zahran HH, 1999. *Rhizobium*-Legume Symbiosis and Nitrogen Fixation under Severe Conditions and in an Arid Climate. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 63:968-989.
- 92- Zapata et Roy, 2004. Use of phosphate rocks for sustainable agriculture. *FAO Fertilizer and Plant Nutrition Bulletin*, 1-148.
- 93- Zarrin F., Muhammad Z., Fayyaz-Chaudhary M., 2007. Interactive effect of rhizobium strains and P on soybean yield, nitrogen fixation and soil fertility. *Pak. Bot* 39(1), 255-264.

Annexes

Annexes

Annexe 01

Dosage de P totale dans la plante

a) incinération et extraction

- Peser 1 g de végétal séché et mettez le dans les creusets.
- Incinération au four durant 5h à 550°C
- Recueillir les cendres dans une un bécher avec 5 à 10 ml d'eau distillée, laver la nacelle avec 2 à 3 ml d'HNO₃ concentré, la rincer avec de l'eau.
- Chauffer à légère ébullition quelques secondes
- Rincer le filtre à l'eau
- Le filtrat est ajusté à 100 ml avec H₂O puis homogénéise.

b) Réactif vanadomolybdique

- Préparer une solution de molybdate d'ammonium à 10% soit :
 - 200g d'heptalomolybdate d'ammonium
 - 10 ml d'ammoniaque, compléter à 1 L.
- Préparer une solution de vanadate d'ammonium soit :
 - 400 ml d'eau bouillante
 - 2,35 g de métavanadate d'ammonium
 - 7ml d'HNO₃, compléter à 1 L.
- Le réactif vanadomolybdique est préparer pour 1L avec :
 - 200 ml de la solution molybdique
 - 200 ml de la solution vanadique
 - 134 ml de HNO₃, compléter à 1 L

c) établissement de la gamme

Les dosages sont effectués dans un volume de 20 ml dans de tubes à essai normaux.

Les points de la gamme sont obtenus en mettant successivement :

n° du tube	0	1	2	3	4	5
solution KH_2PO_4 (100mg/l de P_2O_5)	0	2	4	6	8	10ml
Eau distillée	10	8	6	4	2	0ml
Réactif vanadomolybdique	10	10	10	10	10	10ml
Quantité de P_2O_5 présente dans chaque tube (en mg)	0	0,2	0,4	0,6	0,8	1mg

- Homogénéiser, attendre 10', lire à 460 nm

d) mesure du phosphore de l'échantillon végétal

- Opérer en double exemplaire pour un même extrait à 10 ml d'extrait de cendre ajouter 10 ml de réactif vanadomolybdique

- Homogénéiser, attendre 10 mn, lire à 460 nm

Les résultats sont exprimés en g de P_2O_5 pour 100 g de matière sèche.

Annexe 02

Dosage du Ca/plante (Adaptation de la méthode de MATHIEU et PIELTAIN, 2003)

I. Réactifs :

1. Solution de triéthanolamine 50%

Verser 50 ml de triéthanolamine ($C_6H_{15}O_3N$) dans 100 ml d'eau distillée d'éthanol absolu et homogénéiser.

2. Solution tampon NaOH

Dissoudre 40g d'hydroxyde de sodium (NaOH) dans 500 ml d'eau distillée et homogénéiser.

3. Indicateur Patton et Reeder 1%

Dissoudre 0.5g d'indicateur Patton et Reeder (HSHSNN ou HHSNNA) dans 50 ml d'éthanol absolu et homogénéiser.

4. Solution EDTA- Na_2 (0.005 mol/l)

Dissoudre 3.7224 g d'EDTA- Na_2 + 0.1 g de Chlorure de magnésium ($MgCl_2, 6H_2O$) dans 2000 ml d'eau distillée et homogénéiser.

5. Solution d'acétate d'ammonium (1 mol/l) pour le témoin

Dissoudre 0.7708 g d'acétate d'ammonium dans 10 ml d'eau distillée et homogénéiser.

II. Mode opératoire

- Verser 10 ml de la solution à analyser dans des fioles coniques de 100 ml.
- Ajouter 1 ml de solution triéthanolamine et 6 ml de solution tampon NaOH.
- Ajuster le pH à 12.
- Juste avant le dosage, ajouter 6 gouttes d'indicateur Patton et Reeder.
- Doser (titrer) avec la solution EDTA- Na_2 sur un agitateur magnétique jusqu'au virage de la couleur rouge (rose) à bleu franc.
- Faire un témoin avec la solution d'acétate d'ammonium dans les mêmes conditions qu'avec la prise d'essai d'échantillon.

III. Calcul (Ca en mé.100g⁻¹)

$$Ca = \frac{(M - B)N \times V \times 100}{AG}$$

M : Volume d'EDTA consommé pour doser l'échantillon en ml.

B : Volume d'EDTA consommé pour doser le témoin en ml.

A : Aliquote prise pour le dosage (10 m).

G : Poids de la prise d'essai (g).

N : Concentration de l'EDTA (0.01)

V : Volume de l'extrait (100 ml).

Annexe 03

Dosage d'azote total par la méthode de KJELDHAL

Réactifs

- Acide sulfurique 95%.
- Catalyseur: mélanger 0.1 g de sulfate de potassium (K_2SO_4) + 100 g sulfate de cuivre ($CuSO_4$).
- Acide borique : dissoudre 40 g d'acide borique dans un 1.5 litre d'eau distillée.
- Le soude : dissoudre 400 g de soude caustique par 1 litre d'eau distillée.
- Acide sulfurique: solution de titration: 0.005M
- Indicateurs: 0,1g vert de bromomésol + 0,02g rouge de méthyle en éthanol (100 mL).

Mode opératoire :

- 1- Introduire dans un matras (de 300 ml) 1 g de plante et de 3 g de catalyseur; rendre le mélange homogène et mettre ensuite 30 ml d'acide sulfurique concentré ; et mélanger.
- 2- Chauffer le matras, d'abord doucement, puis fortement à 350°C pendant 3 h.
- 3- Laisser refroidir, puis rincer le matras par quelques ml d'eau distillée.
- 4- Adapter le matras à un appareil à distiller avec entrainement de vapeur.
- 5- Avant l'arrivée de la vapeur, introduire la soude (50 ml de soude 9 M).
- 6- Faire arriver la vapeur dans le matras, et effectuer la distillation.
- 7- Recueillir l'ammoniacque dans un bécher contenant 20 ml de la solution d'acide borique et quelques gouttes d'indicateur.
- 8- Titrer par l'acide sulfurique 0.005 M.
- 9- Faire un essai "témoin de (l'eau distillée)" dans les mêmes conditions.

Annexe 04

Analyse de la variance (phosphore racinaire)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	6,6888	0,9555	1,3431	0,2798
Erreur	21	14,9400	0,7114		
Total corrigé	28	21,6287			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	4,7967	1,1992	1,6856	0,1909
Phosphore	2	1,7869	0,8934	1,2559	0,3054
Inoculation	1	0,1051	0,1051	0,1478	0,7045

Analyse Type II Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	4,8316	1,2079	1,6979	0,1881
Phosphore	2	1,8181	0,9090	1,2778	0,2995
Inoculation	1	0,1051	0,1051	0,1478	0,7045

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	4,8316	1,2079	1,6979	0,1881
Phosphore	2	1,8181	0,9090	1,2778	0,2995
Inoculation	1	0,1051	0,1051	0,1478	0,7045

Annexe 05

Analyse de la variance (phosphore aérienne)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	11,9024	1,7003	3,7334	0,0088
Erreur	21	9,5643	0,4554		
Total corrigé	28	21,4667			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	9,4648	2,3662	5,1954	0,0045
Phosphore	2	1,3615	0,6808	1,4947	0,2472
Inoculation	1	1,0761	1,0761	2,3628	0,1392

Analyse Type II Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	8,1135	2,0284	4,4537	0,0092
Phosphore	2	1,4973	0,7487	1,6438	0,2171
Inoculation	1	1,0761	1,0761	2,3628	0,1392

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	8,1135	2,0284	4,4537	0,0092
Phosphore	2	1,4973	0,7487	1,6438	0,2171
Inoculation	1	1,0761	1,0761	2,3628	0,1392

Annexe 06

Comparaison multiples des moyennes selon le test Fisher-LSD

Phosphore aérienne

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
El-Oued	3,2029	A
Adrar	1,9823	B
EL-Frine	1,8024	B
Mansoura	1,7666	B
Sebseb	1,6991	B

Annexe 07

Analyse de la variance (l'azote racinaire)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	0,0643	0,0092	1,4610	0,2346
Erreur Total corrigé	21	0,1321	0,0063		
	28	0,1964			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,0462	0,0116	1,8365	0,1595
Phosphore	2	0,0069	0,0035	0,5493	0,5854
Inoculation	1	0,0112	0,0112	1,7826	0,1961

Analyse Type II Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,0460	0,0115	1,8276	0,1612
Phosphore	2	0,0065	0,0032	0,5149	0,6049
Inoculation	1	0,0112	0,0112	1,7826	0,1961

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,0460	0,0115	1,8276	0,1612
Phosphore	2	0,0065	0,0032	0,5149	0,6049
Inoculation	1	0,0112	0,0112	1,7826	0,1961

Annexe 08

Analyse de la variance (l'azote aérienne)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	0,4832	0,0690	1,5279	0,2120
Erreur	21	0,9487	0,0452		
Total corrigé	28	1,4319			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,1696	0,0424	0,9386	0,4609
Phosphore	2	0,2120	0,1060	2,3461	0,1203
Inoculation	1	0,1016	0,1016	2,2489	0,1486

Analyse Type II Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,1681	0,0420	0,9300	0,4655
Phosphore	2	0,2010	0,1005	2,2250	0,1329
Inoculation	1	0,1016	0,1016	2,2489	0,1486

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,1681	0,0420	0,9300	0,4655
Phosphore	2	0,2010	0,1005	2,2250	0,1329
Inoculation	1	0,1016	0,1016	2,2489	0,1486

Annexe 09

Analyse de la variance (calcium racinaire)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	1839654,2749	262807,7536	2,6617	0,0388
Erreur	21	2073435,6003	98735,0286		
Total corrigé	28	3913089,8752			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	1104509,7468	276127,4367	2,7967	0,0525
Phosphore	2	432073,8321	216036,9161	2,1880	0,1370
Inoculation	1	303070,6960	303070,6960	3,0695	0,0944

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	1193024,7599	298256,1900	3,0208	0,0409
Phosphore	2	461304,0748	230652,0374	2,3361	0,1213
Inoculation	1	303070,6960	303070,6960	3,0695	0,0944

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	1193024,7599	298256,1900	3,0208	0,0409
Phosphore	2	461304,0748	230652,0374	2,3361	0,1213
Inoculation	1	303070,6960	303070,6960	3,0695	0,0944

Annexe 10

Comparaison multiples des moyennes selon le test Fisher-LSD

Calcium racinaire

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
Mansoura	665,6667	A	
El-Oued	369,2500	A	B
Adrar	202,1667		B
EL-Frine	184,8650		B
Sebseb	84,2045		B

Annexe 11

Analyse de la variance (calcium aérienne)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	540502,4533	77214,6362	3,0313	0,0229
Erreur	21	534920,2364	25472,3922		
Total corrigé	28	1075422,6897			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	459746,1563	114936,5391	4,5122	0,0087
Phosphore	2	80584,6899	40292,3449	1,5818	0,2291
Inoculation	1	171,6071	171,6071	0,0067	0,9354

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	477513,9175	119378,4794	4,6866	0,0073
Phosphore	2	79928,5414	39964,2707	1,5689	0,2317
Inoculation	1	171,6071	171,6071	0,0067	0,9354

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	477513,9175	119378,4794	4,6866	0,0073
Phosphore	2	79928,5414	39964,2707	1,5689	0,2317
Inoculation	1	171,6071	171,6071	0,0067	0,9354

Annexe 12

Comparaison multiples des moyennes selon le test Fisher-LSD

Calcium aérienne

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
Mansoura	500,6667	A
Sebseb	288,0000	B
EL-Frine	220,0000	B
Adrar	209,0000	B
El-Oued	113,8939	B

Annexe 13

Analyse de la variance (biomasse racinaire)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	37,271	5,324	7,353	0,000
Erreur	22	15,931	0,724		
Total corrigé	29	53,202			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	4,243	1,061	1,465	0,247
Phosphore	2	26,953	13,476	18,611	< 0,0001
Inoculation	1	6,075	6,075	8,389	0,008

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	4,243	1,061	1,465	0,247
Phosphore	2	26,953	13,476	18,611	< 0,0001
Inoculation	1	6,075	6,075	8,389	0,008

Annexe 14

Comparaison multiples des moyennes selon le test Fisher-LSD

Biomasse racinaire

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
TSP	2,940	A
CaP	1,140	B
D	0,770	B

Annexe 15

Analyse de la variance (biomasse aérienne)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	16,330	2,333	2,108	0,086
Erreur	22	24,349	1,107		
Total corrigé	29	40,679			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	2,212	0,553	0,500	0,736
Phosphore	2	13,473	6,736	6,087	0,008
Inoculation	1	0,645	0,645	0,583	0,453

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	2,212	0,553	0,500	0,736
Phosphore	2	13,473	6,736	6,087	0,008
Inoculation	1	0,645	0,645	0,583	0,453

Annexe 16

Comparaison multiples des moyennes selon le test Fisher-LSD

Biomasse aérienne

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
TSP	4,920	A
CaP	4,550	A
D	3,350	B

Annexe 17

Analyse de la variance (PEU)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	42374,975	6053,568	1,012	0,450
Erreur	22	131552,696	5979,668		
Total corrigé	29	173927,670			

Analyse Type I Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	13128,499	3282,125	0,549	0,702
Phosphore	2	28540,425	14270,213	2,386	0,115
Inoculation	1	706,050	706,050	0,118	0,734

Analyse Type III Sum of Squares :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	13128,499	3282,125	0,549	0,702
Phosphore	2	28540,425	14270,213	2,386	0,115
Inoculation	1	706,050	706,050	0,118	0,734

