

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 : Ecologie et environnement

Spécialité : Ecologie

Par : **BEN HAIDA Nawel**
DOULAH Khadidja

Thème

**Biodisponibilité du phosphore et interactions plante-
rhizosphère chez quelques génotypes d'arachide
(*Arachis hypogaea* L.)**

Soutenu publiquement le : 22/05/2017

Devant le jury :

M. BENSEMAOUNE Youcef	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	Président
M. KRAIMAT Mohamed	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	Encadreur
M^{elle}. OUCI Houria	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	Examineur
M^{me}. MEBAREK OUDINA A.	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	Examineur

Année universitaire 2016/2017

Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu le tout puissant pour nous avoir donné la santé, la volonté, le courage et la patience afin de mener à bien ce modeste travail.

Je tiens à exprimer ma gratitude à tous ceux qui, de près ou de loin, m'ont accompagné et soutenu tout au long de ce travail.

*En premier lieu, mes plus sincères remerciements et reconnaissances vont spécialement à ma promotrice M. **KRAIMAT Mohamed**, Maître Assistant à l'Université de Ghardaia, pour la qualité de son encadrement et de m'avoir dirigé et orienté avec ses précieux conseils.*

*Nos profonds remerciements Mr. **BENSEMAOUNE Youcef** Maître Assistant à l'Université de Ghardaïa qui m'a fait l'honneur de présider le jury, et ainsi de juger ce travail.*

*Mes remerciements s'adressent aussi à M^{elle}. **OUICI Houria** et M^{me}. **MEBAREK OUDINA Asmahane** à qui m'ont fait l'honneur en acceptant d'examiner ce travail.*

Nous tenant également à exprimer nos remerciements :

A tous les enseignants de département de biologie et les membres du laboratoire de recherche.

En fin, nous remercions les amis et les étudiants de département pour leur soutien en particulier les amis les plus proches de notre promotion, ainsi à tous ce qui ont contribué de près ou de loin pour la réalisation de ce modeste travail.

Khadija et Nawel

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 plu 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 a la hauteur de tes espérances. Je T'aime Maman, que dieu te protège et te garde pour moi.

Mes frère et mes soeurs : Abdelnnour, Islam Rayan, Zineb, Zoulikha.

A toute la famille : DOULAH et OUADEH, TITI

A mes meilleurs amis et fidèle : Imane, Radia et tous mes amies en particulier mon binôme Nawel

A mes enseignants et toute la promotion Master II Ecologie

2016-2017

Khadidja

Biodisponibilité du phosphore et interactions plante-rhizosphère chez quelques génotypes d'arachide (*Arachishypogaea* L.)

Résumé

La déficience en phosphore est l'un des facteurs limitant la production de légumineuses à graines dont l'arachide fait partie (*Arachishypogaea* L.). Le but de ce travail est l'étude de la disponibilité du phosphore réalisé chez cinq génotypes d'arachide en fonction de l'effet du traitement phosphaté TSP et CaP dans deux types du sol (rhizosphérique et non rhizosphérique) en présence et/ou en absence de souche rhizobienne. Les résultats expérimentaux obtenus montrent que le sol des génotypes d'arachide caractérisé par un pH alcalin qui provoque la diminution de solubilité de P. D'autre part le traitement phosphaté TSP a un effet significatif sur le facteur du phosphore mais pas pour le calcium et le nitrate dans lesquels aucun influence significatif n'a été observé pour les traitements phosphatés. Ceci est directement lié à la nature du sol calcaire de nos régions et qui constitue un facteur limitant majeur qui empêche la disponibilité du phosphore dans le système sol-plante.

Mots clés : phosphore, disponibilité, arachide, sol, traitement phosphaté, *Rhizobia*

Biodisponibilité of the phosphorus and plant-rhizosphère interactions at some genotypes of peanut(*ArachishypogaeaL.*)

Abstract

Phosphorus deficiency is one of the factors limiting the production of seed legumes, including groundnut (*Arachishypogaea* L.). The aim of this work is to study the availability of phosphorus to the five genotypes of peanuts as a function of the effect of phosphate treatment TSP and CaP in two soil types (rhizospheric and non-rhizospheric) with presence and / or absence of rhizobial strain. The experimental results obtained show that the soil of the peanut genotypes characterized by an alkaline pH which causes the decrease of solubility of P. Moreover, the phosphate treatment TSP has a significant effect on the phosphorus factor but it has no influence significant for calcium and nitrate. This is directly related to the nature of the limestone soil of our regions and is a major limiting factor that prevents the availability of phosphorus in the soil-plant system

Key words: phosphorus, availability, peanut, soil, Phosphate treatment, rhizobia

وفرة الفوسفور و تفاعل النبتة مع المنطقة المحيطة بالجذور لدى بعض اصناف الفول السوداني

الملخص :

نقص الفوسفور هو أحد العوامل التي تحد من إنتاج البقوليات بما فيها الفول السوداني (*Arachishypogaeae L.*) الهدف من هذا العمل هو دراسة نسبة توفر الفوسفور لدى خمسة اصناف من الفول السوداني وفقا لتأثير معالجة الفوسفات TSP و CaP في نوعين من التربة (ريزوسفير وغير ريزوسفير) في وجود وغياب سلالة الريزوبيا. وتظهر النتائج التجريبية ان تربة المورثات الفول السوداني عبارة عن تربة قاعدية التي تسبب انخفاض في ذوبان P.

من جهة اخرى لاحظنا ان هناك تأثير إيجابي TSP على عامل الفوسفور ولكن ليس للكالسيوم و نترات الذي لم يلاحظ أي تأثير كبير لعلاج الفوسفات ; و هذا نتيجة لطبيعة التربة الكلسية في مناطقنا وهو العامل الرئيسي الذي يحد من توافر الفوسفور في نظام التربة والنباتات

الكلمات المفتاحية :

الفوسفور- الفول السوداني- معالجة الفوسفات- التربة- الوفرة- ريزوبيا

Liste des Tableaux

Tableau	Titre	Page
Tableau I.	Position systématique du (<i>Arachis hypogaea L.</i>)	11
Tableau II.	Besoins de l'arachide en éléments minéraux	14
Tableau III.	Evolution des superficies, rendements et productions d'arachides en Algérie	16
Tableau IV.	Evolution des superficies, rendements et productions d'arachides au niveau des principales zones productrices en Algérie	16
Tableau V.	Classification des <i>Rhizobia</i>	17
Tableau VI.	Liste de traitement du phosphore et inoculation	36

Liste des Figures

Figure	Titre	Page
Figure 1.	Morphologie d'une plante d'arachide	6
Figure 2.	Feuilles d'arachide	7
Figure 3.	Fleurs d'arachide	8
Figure 4.	Gousse d'arachide	9
Figure 5.	Graines d'Arachide	10
Figure 6.	Floraison et pied d'arachide à maturité	13
Figure 7.	Etapes de la formation d'un nodule racinaire chez une légumineuse infectée par <i>Rhizobia</i>	21
Figure 8.	Représentation schématique d'un coupe longitudinal dans un nodule	22
Figure 9.	La symbiose rhizobium – arachide	23
Figure 10.	Promotion de la croissance des plantes par les PGPR	25
Figure 11.	Distribution des différentes formes solubles du phosphore en fonction du pH	29
Figure 12.	Variation du phosphore assimilable en fonction du pH	30
Figure 13.	Dynamique du phosphore dans le système sol-plante	32
Figure 14.	Chronologie hypothétique de l'expression des gènes impliqués dans la carence de phosphate. Ce déroulement a été ordonné selon une échelle arbitraire de carence de phosphate allant d'une carence courte à longue	34
Figure 15.	Teneur du phosphore assimilable des sols rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation	40
Figure 16.	Teneur du phosphore assimilable des sols non rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation.	41
Figure 17.	Variation du pH des sols rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation	42

Figure 18.	Variation du pH des sols non rhizosphériques entre les différents géotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation	43
Figure 19.	Teneurs en nitrate (NO ₃ ⁻) des sols rhizosphériques entre les différentes géotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation	44
Figure 20.	Teneurs en nitrate (NO ₃ ⁻) des sols non rhizosphériques entre les différentes géotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation	45
Figure 21.	Teneur du calcium des sols rhizosphériques entre les différentes géotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation	46
Figure 22.	Teneur du calcium des sols non rhizosphériques entre les différentes géotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation	47

Liste des abréviations

% : Pourcentage

°C : Degré Celsius

µg.g⁻¹ : microgramme par gramme

µg.ml⁻¹ : microgramme par millilitre

ADN : Acide Désoxyribonucléique

ARN : Acide Ribonucléique

ATP : Adenosine Triphosphate

Ca : Calcium

CaP : Phosphate tricalcique

Cm : centimètre

D : Déficient en phosphore

EDTA : Ethylène Diamine Tétra Acétate

Fig : Figure

g : gramme

H : Heure

Ha : hectare

K Wh : Kilo watt heure

Kg : Kilogramme

kg P ha-1 : kilogramme de phosphore par hectare

m : mètre

méq : milliéquivalent

mg/l : Milligramme par litre

Min : Minute

ml : millilitre

mm : millimètre

mol.l⁻¹ : moles par litre

NaOH : Hydroxyde de sodium

nm : nanomètre

NO₃⁻ : Nitrate

Nod: Gènes de nodulation

NS : Sans souche

P : Phosphore

P₂O₅ : Super oxyde de phosphore

pH : potentiel hydrogene

ppm : partie par million

qx : quintaux.

qx/ha : quintaux par hectare

S : Avec souche

SNR : Sol non rhizosphérique

SR : Sol rhizosphérique

Tab : Tableau

TSP : Triple Super Phosphate

U/Ha : Unité par hectare

**Première partie :Revue
bibliographique**

Chapitre I: Généralités
sur la symbiose *Arachis-*
Rhizobia

1. Description de la plante

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.) est une légumineuse, appartenant à la famille de papilionacées (Fabacées), dont sa culture est répandue en climat tropical ou subtropical et qui fournit des protéines et une matière grasse utilisée en huilerie. Bien qu'elle est considérée comme une plante annuelle, certaines formes sont vivaces. Les plantes sont autogames, de 30 à 70 cm de haut, érigées ou rampantes et à croissance continue dont le fruit mûrit en terre. Leur cycle végétatif est de 90 à 150 jours pour les variétés les plus tardives (**SCHILLING, 1996**).

En effet, Les variétés d'arachides se répartissent en deux grandes catégories :

- Les variétés à tige rampante, à folioles glabres et à fruits isolés, qui sont cultivées surtout en Afrique.
- Les variétés à tige dressée, à folioles poilues et à fruits groupés, qui proviennent pour la plupart d'Asie et qui sont plus aptées à la mécanisation des cultures (**CLEMENT, 1981**).

1.1. Origine

L'arachide est une plante originaire du Brésil. De nos jours, s'est-elle étendue jusqu'à la région tropicale de l'Asie et de l'Afrique. Il semble que l'arachide soit originaire de l'Amérique Tropicale : Pérou Brésil ou Argentine (**CLEMENT, 1981**). Néanmoins, d'après certains auteurs, il y'a une forte probabilité pour que cette plante soit originaire de l'Amérique du Sud car aucune espèce spontanée n'est signalée en Afrique, alors qu'il en existe au Brésil (**IBRA, 1988**).

1.2. Morphologie

L'arachide est une 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**) (fig1).



Figure 1: Morphologie d'une plante d'arachide.

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

1.2.1. 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 forme un cylindre vert et porte des poils fins. Elle constituée des nœuds et petites entre-nœuds proportionnels (DEBBABIE SHAFCHAK, 2008).

1.2.2. Les feuilles

Elles sont pennées et possèdent 4 folioles. Ces folioles sont de forme ovale, opposées par paire et de couleur verte plus ou moins foncée. Elles sont portées par un pétiole de 4 à 9cm de long. A la base de ce pétiole, on trouve 2 stipules longs de 2 à 3 cm, soudés partiellement au pétiole et engainant la tige. Les feuilles présentent une position diurne et nocturne. Le jour, les feuilles sont bien dressées et les folioles sont 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) (fig 2).



Figure 2 : Feuilles d'arachide (LAZALI , 2009)

1.2.3. Les racines

Le système racinaire est formé d'un pivot central qui peut s'enfoncer à plus de 1.30m 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 radicules (GILLIER, 1969).

1.2.4. L'inflorescence

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

1.2.4.1. Les fleurs aériennes

Elles sont ainsi constituées:

- D'un 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.
- D'une corolle: qui est composée d'un étendard jaune citron et deux ailes en coquilles jaune citron.
- D'un androcée: constituée de 8 étamines dont 4 ont une anthère sphérique et 4 une anthère allongée à déhiscence longitudinale.
- D'un gynécée: comprend un ovaire à un seul carpelle, un style fin et très long et des stigmates plumeux (**IBRA, 1988**).

1.2.4.2. 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) et fréquentes chez variétés hâtives et se rencontrent sur 90% des plantes (**IBRA, 1988**).



Figure 3 : Fleurs d'arachide (**FONCEKA, 2010**) .

1.2.5. 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, la coque, composée 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, 1988**) (fig 4).

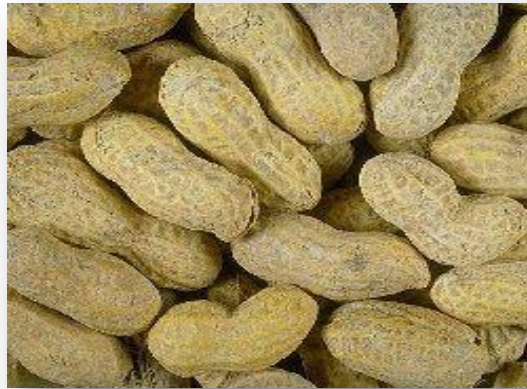


Figure 4: Gousse d'arachide (**CHEIKH, 2008**)

1.2.6. 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**).

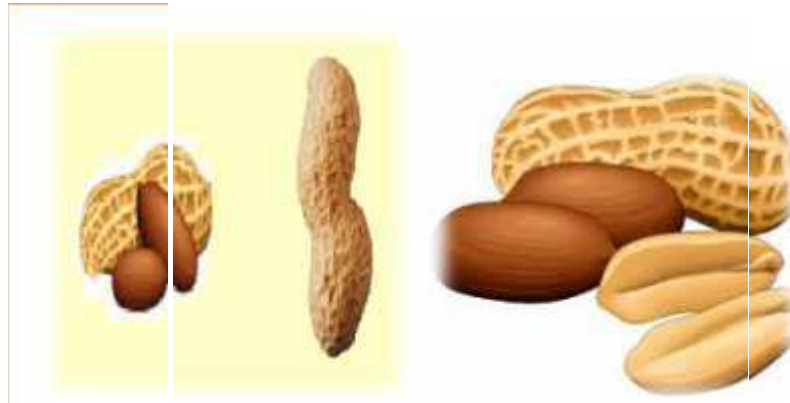


Figure 5 : Graines d'Arachide (NOVELLO et SANTAMARIA, 2005).

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 (B, BZ, PP, E) (AH-LEUNG et al., 2003).

1.3. Classification taxonomique

L'arachide appartient à la tribu des *Aeschynomeneae*, la sous-tribu des *Stylosanthenae* et au genre *Arachis*. Le genre *Arachis* comprend 80 espèces décrites qui ont été réparties en 9 sections en fonction de leur morphologie, de leurs caractéristiques chromosomiques et de leur compatibilité de croisement (KRAPOVICKAS et GREGORY, 1994; VALLS et SIMPSON, 2005). Les sections *Caulorrhizae*, *Erectoides*, *Extranervosae*, *Heteranthae*, *Procumbentes*, *Trirectodes* et *Triseminatae* sont composées uniquement d'espèces diploïdes ($2n=2x=20$) (STALKER et SIMPSON, 1995). Les sections *Arachis* et *Rhizomatosae* sont composées d'espèces diploïdes ($2n=2x=20$, $2n=2x=18$) et d'espèces tétraploïdes ($2n=4x=40$) (SMARTT et STALKER, 1982). L'arachide cultivée appartient à la section *Arachis* dans laquelle 29 espèces diploïdes et tétraploïdes ont été décrites. Selon HUBERT en 2000, la position systématique d'*Arachis Hypogaea* L. est comme suit :

Tableau I : Position systématique du (*Arachis Hypogaea* L.)

Regne	Vegetal.
Embranchement	Phanérogames.
Sous-Embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones.
Sous-classe	Rosales
Ordre	Fabale.
Famille	Légumineuses .
Sous-famille	Papilionacées ou Fabacées.
Genre	Arachis.
Espèce	<i>Arachis Hypogaea</i> L.

1.4. Le cycle de vie d'arachide

1.4.1. Phase végétative

1.4.1.1. 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).

1.4.1.2. Phase de croissance

La tige principale commence par croître lentement. Lorsqu'elle atteint 2 à 3 cm de long, les deux rameaux cotylédonaire 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).

1.4.1.3. 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**).

1.4.1.4. 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**).

1.4.1.5. 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 6 : Floraison et pied d'arachide à maturité

(RAKOTOARIMANANA, 2010)

1.5. Exigences écologiques et climatiques de la plante

L'arachide est une plante adaptée aux régions de climats tropicaux à tempérés et chauds. Elle est cultivée dans les régions comprises entre 40° C de latitude Nord et Sud, depuis les plus basses altitudes jusqu'aux altitudes qui ne dépassent pas 1800 m. Sa croissance est favorisée par des températures journalières oscillant entre 27°C et 33°C, les minima et les maxima étant respectivement de 15°C et 45°C, bien qu'elle a besoin de températures élevées (32-34°C) pour germer. Malgré sa résistance à la sécheresse, la plante doit recevoir au moins 500mm de pluies bien distribuées pendant les 3 à 5 mois nécessaires à son développement végétatif. Du fait que ses fruits sont produits sous terre et qu'elle requière des sols bien drainés et aérés, les sols de texture légère à pH neutre (pH 6.5-7.2) sont favorisés pour sa culture. Au stade de la germination, la lumière freine la vitesse d'imbibition des graines, le développement des racines et diminue la vitesse d'élongation de l'hypocotyle. Ainsi qu'au stade de la fructification, l'exposition des gynophores à la lumière retarde leur croissance, les fruits ne peuvent se développer qu'à l'obscurité (GILLIER et SILVESTRE, 1969 ; NYAB-YENDA, 2005 *in* KRAIMAT.,2012).

L'arachide est une plante qui répond bien aux engrais azotés, aux ajouts de matière organique, de Calcium, de Soufre et de Cobalt, ces deux derniers oligo-éléments favorisant la nodulation bactérienne. Cependant, son système racinaire particulier et son aptitude à prélever dans un milieu très pauvre, les éléments minéraux nécessaires font que la plante a des exigences faibles en produits minéraux (tab II) (NYAB-YENDA, 2005 ; ITDAS, 1993 *in* KRAIMAT.,2012).

Tableau II: Besoins de l'arachide en éléments minéraux

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

(ITDAS , 1993)

1.6. Utilisation et importance économique de l'arachide

L'arachide est une oléo-protéagineuse qui se prête à de nombreuses utilisations alimentaires. Sa graine à la fois riche en huile (50%) et en protéine (25%) fait l'objet d'emplois très diversifiés selon les pays producteurs (SCHILLING *et al.*, 1997; CLAVEL et GAUTREAU, 1997). Son fruit connu sous la dénomination de "cacahuète " peut être consommé directement (sans aucune préparation particulière) ou après une très légère torréfaction. L'huile d'arachide est très appréciée pour la fabrication de certains produits alimentaires en raison de sa très bonne tenue aux hautes températures et sa stabilité (SCHILLING *et al.*, 1997). Le tourteau contenant près de 50% de protéines est un aliment du bétail apprécié des éleveurs et des fabricants d'aliments concentrés (CLAVEL et GAUTREAU, 1997). Les coques vides, résultant du traitement des gousses, est un sous produits non négligeable.

En Afrique de l'Ouest, elles fournissent une partie de l'énergie aux huileries locales (1 Kg de coque- 1KWh)(SCHILLING *et al.*, 1997). La valeur fourragère des fanes d'arachide est équivalente à celle de la luzerne (SCHILLING *et al.*, 1997). Leur valeur marchande peut avoisiner celle de l'arachide en coque à certaine périodes de l'année dans les régions tropicales et subtropicales (CLAVEL et GAUTREAU, 1997). La quasi-totalité des transactions internationales en graines ou en coques porte sur l'arachide de bouche. L'arachide d'huile étant le plus souvent triturée sur place dans les pays producteurs (SCHILLING *et al.*, 1997).

Les superficies occupées par la culture de l'arachide s'étendent sur près de 25 millions d'hectares dans l'ensemble de la zone tropicale, mais aussi en zone tempérée (FAOSTAT, 2015). Sa remarquable plasticité face aux températures et aux besoins en eau explique l'extension de sa culture dans des zones marginales (SCHILLING *et al.*, 1997; CLAVEL et GAUTREAU, 1997) .

La production mondiale d'arachide non décortiquées (en coque) a dépassé 45 millions de tonnes en 2013 avec un rendement de 18 qx/ha. Elle a connu une progression remarquable ces dernières années. Elle est dominée par cinq pays couvrant à eux seuls 61% de la production mondiale. La Chine vient en première position et fournit 32% de cette production elle dédie à cette culture près de 5 millions d'hectares. L'Inde vient en deuxième position et contribue pour 15% avec une superficie de plus de 5 millions d'hectares. Le Nigeria, les USA et l'Indonésie viennent ensuite et contribuent respectivement avec 7%, 4% et 3% à la production mondiale. Pour ce qui est du rendement, la moyenne mondiale pour les cinq dernières années est d'environ 17qx/ha (TELLAH, 2016).

1.7. Situation de la culture d'arachide en Algérie

La culture d'arachide est très ancienne. En Algérie, elle s'est développée au cours des années 80, sans pratiquement aucun appui de la part de l'Etat. Cependant, il s'agit de culture des variétés d'arachide de bouche dont le débouché naturel n'est pas la transformation par l'industrie. Selon les statistiques du MADR (2003-2013) (tab III), on constate que la production d'arachide est en fluctuations continue d'une année à une autre, surtout pour les années 2012 et 2013, où l'on constate une diminution nette de la production, due à un rétrécissement presque de moitié des superficies réservées à cette culture par rapport aux autres années.

La culture de cette espèce est menée durant la période estivale dans toutes les régions d'Algérie. Cependant, les surfaces dédiées à cette culture sont principalement localisées au Nord-Est (El Tarf), au Sud-Est dans les Oasis (Ghardaia), au Sud-Ouest (El Bayadh) et au Sud (Adrar, Bechar et El-Oued) où la nature des sols et le régime thermique répondent le mieux aux exigences de l'arachide (tab IV).

Tableau III: Evolution des superficies, rendements et productions d'arachides en Algérie (MADR 2003-2013).

Année	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013
Superficie (ha)	3380	4081	2837	2718	2680	2840	2570	2520	2558	2293	2249
Rdt.(qx/ha)	11,40	10,50	11,60	11,00	12,38	11,34	11,89	13,43	11,90	12,11	11,34
Pro. (qx)	38.420	42.690	33.040	29.950	33.190	32.220	30.570	33.850	30.370	27.780	25.510

Tableau IV: Evolution des superficies, rendements et productions d'arachides au niveau des principales zones productrices en Algérie (MADR,2013)

2013			
Wilaya	Superficie (ha)	Production (qx)	Rendement (qx/ha)
Adrar	164	2614	15.90
Bechar	3	50	16.70
El-Bayadh	2	20	10.00
El-Tarf	1250	11500	09.20
El-Oued	564	7340	13.00
Ghardaia	266	3990	15.00
Total Algérie	2249	25514	11.30

2. Les *Rhizobia*

2.1. Définition

Les *Rhizobia* sont reconnus comme étant des bactéries fixatrices d'azote, de Gram négatif, aérobies et se présentent soit à l'état libre et en général dans le sol soit en association avec des légumineuses, possédant une forme de bâtonnets de 0.6 à 0.9 nm de largeur et de 1.2 à 3 nm de longueur et non sporulant (JORDAN,1984). Ce sont des bactéries mobiles grâce à un flagella polaire ou subpolaire ou 2 à 6 flagelles péritriches (WERNER,1992). Leur croissance est optimale à une température de 28 °C et un pH entre 6 et 7 (BURTON et al.,1985). Ils appartiennent à la sous classe alpha des protéobactéries de la grande classe des eubactéries (MAIDAK et al.,1994). Toutefois, une large population de *Rhizobia* non symbiotiques peut exister dans le sol ou dans la rhizosphère des plantes légumineuses (SEGOVIA et al.,1991 ; SULLIVAN et al.,1991).

2.2. Classification

La classification des *Rhizobia* a subi de nombreuses modifications ces dernières années et les propositions de remaniements futurs seront nombreuses. Le tableau V tente simplement de refléter l'état des connaissances actuelles sur la taxonomie des *Rhizobia* (D'après GRAHAM, 2008); mais celle-ci est très probablement appelée à être modifiée à l'avenir.

Tableau V: Classification des *Rhizobia*

Genres / espèces	Plantes hôtes
<i>A. undicola</i>	<i>Neptunia natans, Acacia, Faidherbia, Lotus</i>
<i>Azorhizobium</i>	<i>Sesbania rostrata</i>
<i>A. caulinodans</i>	<i>Sesbania virgata</i>
<i>A. doebereinerae</i>	<i>Aeschynomene indica</i>
<i>Blastobacter</i>	<i>Chamaecytisus, lupinus</i>
<i>B. denitrificans</i>	<i>Glycine max</i>
<i>Bradyrhizobium</i>	<i>Glycine max</i>
<i>B. canariense</i>	<i>Glycine max</i>
<i>B. elkanii</i>	<i>Lespedeza, Medicago, Melilotus</i>
<i>B. japonicum</i>	<i>Mimosa diplotricha</i>
<i>B. liaoningense</i>	<i>M. pudica</i>
<i>B. yuanmingense</i>	<i>Alysicarpus glumaceus</i>
<i>Burkholderia</i>	<i>Macherium lunatum, Mimosa</i>
<i>B. caribensis</i>	<i>Aspalathus spp</i>

<i>B. cepacia</i>	<i>Neptunia natans</i>
<i>B. phymatum</i>	<i>Amorpha fruticosa</i>
<i>B. tuberum</i>	<i>Prosopis alba</i>
Devosia	<i>Cicer arietinum</i>
<i>D. neptuniae</i>	<i>Astragalus sinicus, Acacia</i>
Mesorhizobium	<i>Lotus corniculatus</i>
<i>M. amorphae</i>	<i>Cicer arietinum</i>
<i>M. chacoense</i>	<i>Acacia senegal, Prosopis Juriflora,</i>
<i>M. ciceri</i>	<i>leucaena</i>
<i>M. huaxuii</i>	<i>Astragalus adusvrgens</i>
<i>M. loti</i>	<i>Astragalus adsurgens</i>
<i>M. mediterraneum</i>	<i>Glycyrrhiza pallidiflora, Glycine,</i>
<i>M. plurifarium</i>	<i>Caragana, Saphora</i>
<i>M. seplentrional</i>	<i>Mimosa</i>
<i>M. temperatum</i>	<i>Phaseolus vulgaris, Mimosa affinis</i>
<i>M. tianshanense</i>	<i>Galega orientalis, Gofficinalis</i>
Ralstonia (cupriavidus)	<i>Pivulagris leucaena, Macropilium,</i>
<i>R. taiwanesis</i>	<i>Onobrychis</i>
Rhizobium	<i>P. vulgaris, leucaena, Macroptilium,</i>
<i>R. etli</i>	<i>Desmanthus</i>
<i>R. galegae</i>	<i>Desmocidium sinuatum, Stylosathes,</i>
<i>R. gallicum</i>	<i>Vigna, Arachis, Desmanthus</i>
<i>R. giardinii</i>	<i>Sesbania herbacea</i>
<i>R. hainanense</i>	<i>Indigofera</i>
<i>R. huautlense</i>	<i>Trifolium</i>
<i>R. indigoferae</i>	<i>La thyrus, Lens, Pisum, Vicia</i>
R. leguminosarum	<i>P. vulgaris</i>
bv trifolii	<i>Astragalus, Lespedeza</i>
bv viciae	<i>Medicago ruthenica, Phaseolus vulgaris</i>
bv phaseoli	<i>Hedysarum coronarium</i>
<i>R. loessense</i>	<i>P. vulgaris, Dalea, Leucaena,</i>
<i>R. mongolenes</i>	<i>Macroptilium,</i>
<i>R. sullae</i>	<i>Onobrychis</i>
<i>R. tropici</i>	<i>Amohicarpaea, Coronilla,</i>
<i>R. yunglinagense</i>	<i>Gueldenstaedtia</i>

<i>Sinorhizobium</i>	<i>Abrus precatoius</i>
<i>S. abri</i>	<i>Acacia spp</i>
<i>S. americanus</i>	<i>Acacia senega, Prosopis, Chilensis</i>
<i>S. arboris</i>	<i>Glycine max</i>
<i>S. fredii</i>	<i>Sesbania rostrata</i>
<i>S. indiaense</i>	<i>Acacia senegal, Prosopis chilensis</i>
<i>S. kostiense</i>	<i>Kummerowia stipulacea</i>
<i>S. kummerowiae</i>	<i>Medicago truncatula, M. polymorpha, M. orbicularis</i>
<i>S. medicae</i>	<i>Medicago, Melilotus, Trigonella</i>
<i>S. meliloti</i>	<i>Leucaena leucocephala</i>
<i>S. morelense</i>	<i>Acacia, Sesbania</i>
<i>S. saheli</i>	<i>Acacia, Sesbania</i>
<i>S. terangae</i>	

(GRAHAM, 2008)

2.3. Symbiose Rhizobienne

L'établissement de la symbiose entre *Rhizobia* et la plante légumineuses est un phénomène complexe. L'interaction symbiotique entre les bactéries *Rhizobia* et les plantes de la famille des Légumineuses se traduit par la formation d'organes spécifiques, appelés nodules ou nodosités, où les bactéries sous leur forme différenciées, Fixent et réduisent l'azote moléculaire en ammoniac (PERRY et al., 2004).

2.3.1. Formation des nodules

La bactérie et la plante hôte mettent en place un système de dialogue basé sur un échange de molécules chimique. Dans un premier temps, les racines excrètent des flavonoïdes (HIRSH et al., 2001; GRAHAM, 2007) qui attirent le *Rhizobium* dans le voisinage de la racine et activent les gènes bactériens nod, qui codent pour les facteurs de nodulation Nod (DOWNIE, 1998; RAMOS et BISSELING, 2004; DOWNIE, 2005). Ces facteurs, sécrétés par le *Rhizobium* stimulent la division des cellules de la partie corticale des racines conduisant à la formation d'un méristème primaire (cellules en division active) (HELLER et al., 2000; MACHEIX et al., 2005).

Les bactéries s'attachent aux racines par l'intermédiaire d'une molécule d'adhésion spécifique, la rhicadhésine, localisé à la surface des cellules de *Rhizobia*. La rhicadhésine est une

protéine liant le calcium. Elle permet l'adhésion en complexant le calcium présent à la surface des racines. D'autres substances comme les pectines, qui sont des glycoprotéines végétales, ainsi que des récepteurs spécifiques présents au niveau de la paroi des cellules végétales jouent également un rôle dans la reconnaissance et l'attachement des bactéries à la plante (**KRISHNAN et BANNETT, 2007**).

La phase d'adhésion entraîne une rétractation des racines en réponse à une sécrétion de molécules et la bactérie pénètre dans les cellules par un mécanisme d'invagination. La croissance et le déplacement de la bactérie dans la racine entraînent la formation d'une excroissance ou filament infectieux (ou cordon d'infection) (**PANAGIOTA et al., 1995; GAGE, 2004**). L'infection s'étend progressivement aux cellules situées à proximité du site d'infection. La division rapide des cellules corticales infectées entraîne la formation du nodule (**BORGET., 1989; MADIGAN et MARTINKO, 2007**) (fig 7).

Les bactéries prolifèrent rapidement à l'intérieur des cellules végétales ou elles prennent des formes plus ou moins globuleuses, boursoufflées parfois branchées, devenant ainsi des bactéroïdes. Les bactéroïdes sont enfermés individuellement ou à plusieurs dans des vésicules limitées par une membrane pér bactéroïdienne dérivant de la cellule végétale pour former un ensemble nommé symbiosome (une forme fixatrice d'azote) (**PARNISKE, 2000; WERNER, 2007**).

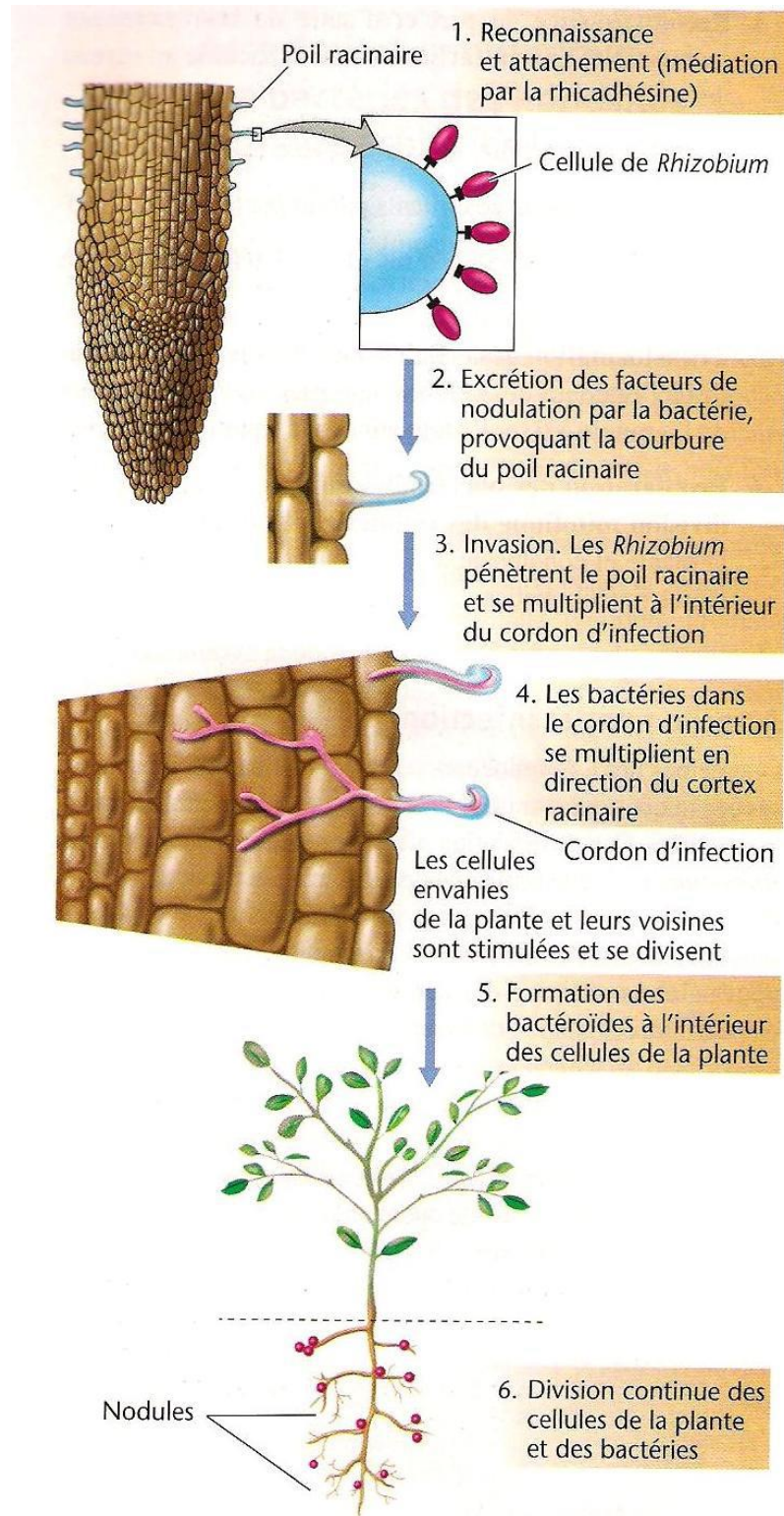


Figure 7 : Etapes de la formation d'un nodule racinaire chez une légumineuse infectée par *Rhizobia* (MADIGAN et MARTINKO, 2007).

2.3.2. Structure et morphologie des nodules

La structure du nodule comporte, en allant du méristème et en se dirigeant vers l'attache du nodule sur la racine on distingue :

- Un méristème, formé de petites cellules non contaminées par les *Rhizobia* et qui assurent la croissance de la nodosité
- La zone de rupture des cordons, dans cette zone, les cellules se multiplient activement et sont contaminées par les rhizobia, mais la fixation n'a pas lieu.
- La zone de fixation, cette zone est le siège de la fixation de N₂ dans les cellules continent un très grand nombre de bactéries.
- La zone de dégénérescence, les cellules de la plante hôte dégénèrent
- Les faisceaux libéro- ligneux, irriguent le nodule, apportent les glucides nécessaires pour la réaction de fixation, et exportent vers les feuilles les composés azotés formés (ODATON, 1992; ELMERICH, 1997; TRINCHANT *et al.*, 1998).

Il existe quelques différences dans la morphologie des nodosités qui peuvent, par exemple, entourer complètement le collet comme chez le lupin, ou bien être individualisées sur la racine et prendre des formes arrondies (soja, haricot) ou allongées (luzerne, féverole). L'activité méristématique continue amène à distinguer des nodosités de type indéterminé, qui sont digitées (*Medicago*) ou coralloïdes (*Vicia*), de nodosités de type déterminé chez les quelles le méristème a une durée d'activité limitée comme chez *Glycine* ou *Phaseolus* (TRINCHANT *et al.*, 1998).

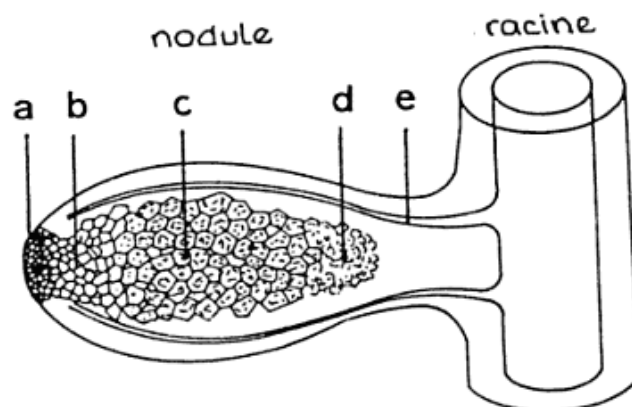


Figure 8: Représentation schématique d'un coupe longitudinal dans un nodule(a: un méristème, b: la zone de rupture des cordons, c: la zone de fixation, d: la zone de dégénérescence, e: Les faisceaux libéro- ligneux)(ODATON, 1992).

2.4. *Rhizobia* associés à l'arachide

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; EUZEBY 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 hypogaea* (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 parenthèses .Par ailleurs, des travaux ont montré que l'arachide est également nodulée par des souches à croissance rapide (TAURIAN et al., 2006).

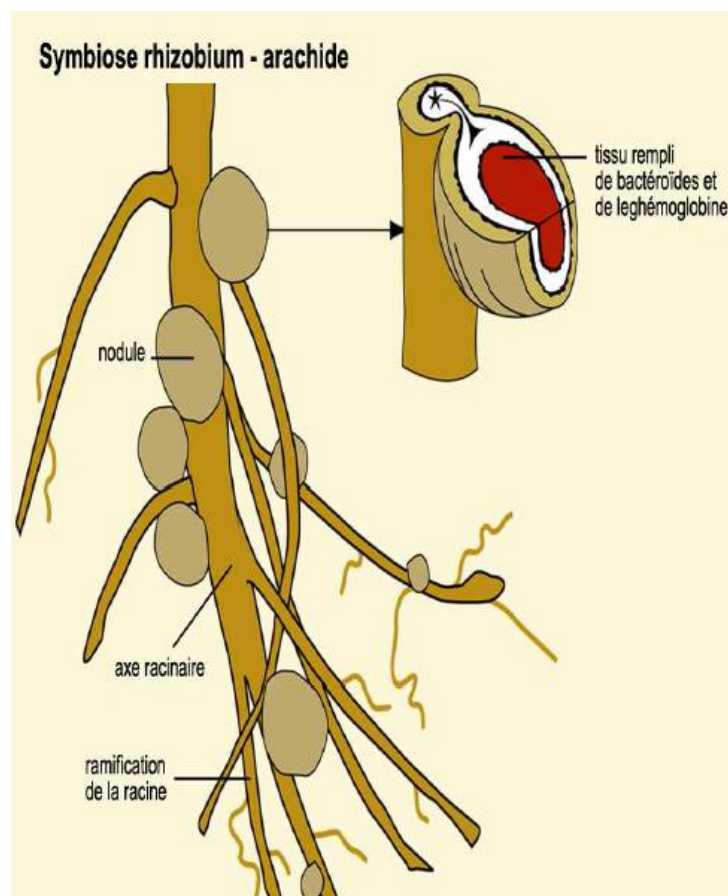


Figure 9: La symbiose rhizobium – arachide (TELLAH , 2016)

2.5. Les « Plant Growth Promoting Rhizobacteria » (PGPR)

Les PGPR sont des microorganismes rhizosphériques intervenant dans la stimulation de la croissance de la plante. En effet, les PGPR déploient divers mécanismes qui influent directement ou indirectement sur la croissance de la plante. L'effet direct concerne l'amélioration de la nutrition minérale de la plante. Le phosphore est un élément essentiel à la croissance de la plante alors que sa disponibilité dans le sol est généralement faible. De ce fait, les PGPR produisent des enzymes solubilisant le phosphate peu soluble dans le sol qui, par la suite, devient disponible pour la plante (GLICK, 1995).

2.5.1. Mécanismes d'action des PGPR

Les effets bénéfiques des Rhizobactéries sur la croissance végétale résultent de différents mécanismes exercés par les PGPR dont les modes d'action sont directs ou indirects, bien que la différence entre les deux n'est pas toujours évidente. Les mécanismes indirects sont, en général, ceux qui se produisent en dehors de la plante, tandis que les mécanismes directs sont ceux qui se produisent à l'intérieur de la plante et affectent directement leur métabolisme. Ces mécanismes pouvant être actifs simultanément ou séquentiellement à différentes étapes de la croissance des plantes sont :

- La solubilisation des phosphates, la fixation de l'azote et les minéraux nutritifs, rendant ces aliments disponibles pour la plante.
- La production de phytohormones telles que l'acide d'indole-3-acetic (IAA)
- La répression des microorganismes pathogènes du sol (par la production du cyanure d'hydrogène, de sidérophores, d'antibiotiques, et/ou de la concurrence pour les nutriments) (GUPTA *et al.*, 2000). De plus, les PGPR peuvent contribuer dans l'amélioration de la résistance de la plante aux stress biotiques et abiotiques (la salinité, la sécheresse et à la toxicité des métaux lourds). Sur la base de leur activités (SOMERS *et al.*, 2004) ont classé les PGPR comme bio-fertilisants (augmentant la disponibilité des éléments nutritifs aux plantes), phyto-stimulateurs (améliorant la croissance des plantes, habituellement par la production de phytohormones), rhizo-remédiateurs (dégradants les polluants organiques) et bio-pesticides (lutte contre les maladies, principalement par la production de métabolites antibiotiques et antifongiques).

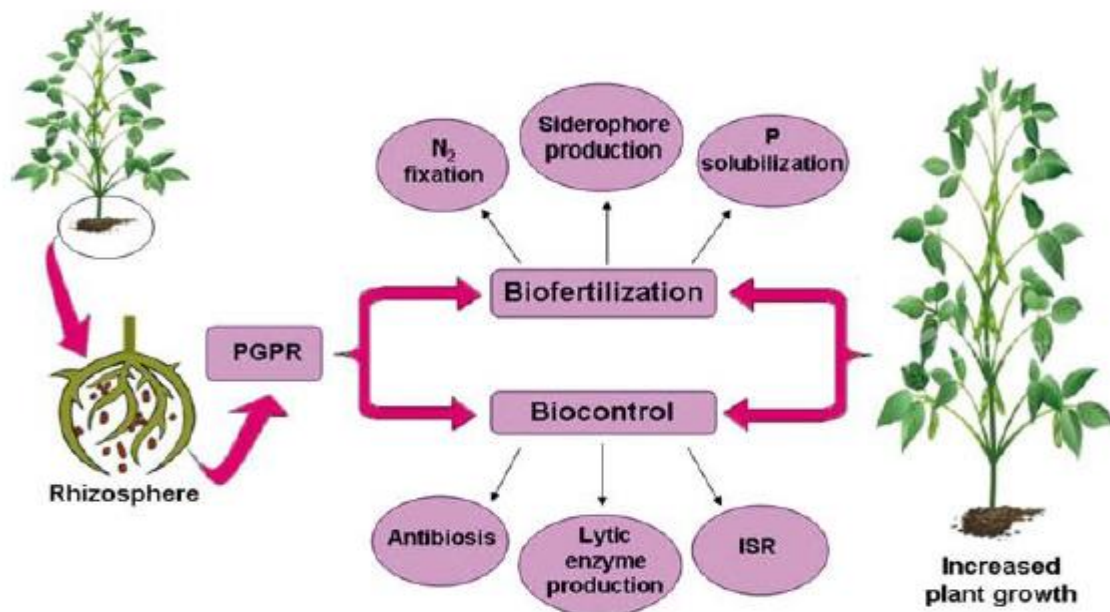


Figure 10 : Promotion de la croissance des plantes par les PGPR (KHAN *et al.*, 2009).

2.6. Fixation symbiotique d'azote et disponibilité du P

Le phosphore est l'un des nombreux éléments qui affectent les rendements et la fixation symbiotique de l'azote chez les légumineuses. Avec l'azote, il est le premier facteur limitant les rendements dans de nombreuses régions d'Afrique. Les légumineuses ont des besoins plus importants en phosphore comparativement aux autres plantes (SADOWSKY, 2005). La faible disponibilité en phosphore du sol est une contrainte majeure pour la croissance et la fixation symbiotique d'azote chez les légumineuses car les nodules ont des besoins élevés en phosphore et leur croissance est souvent limitée par cet élément (VANACE, 2001, JEMO *et al.*, 2006).

D'après BAREA *et al.*, (1983) la disponibilité du P dans le sol et surtout sa mobilisation par la plante a un effet direct sur la fixation de l'azote atmosphérique. Tandis que ROBSON *et al.*, (1981) ont suggéré que l'effet de la carence en P sur la fixation de N₂ est indirect, cela peut être expliqué par la réduction de la croissance de la plante. En effet, des études ont montré que le taux de l'azote fixé est significativement augmenté sous suffisance en P ce qui laisse suggérer que cet élément exerce un rôle spécifique dans le fonctionnement des nodosités (TANG *et al.*, 2001 ; CHRISTIANSEN *et al.*, 2002) en limitant le développement et le taux de survie des rhizobia (O'HARA *et al.*, 1988), la formation des nodosités (DREVON *et* HARTWIG, 1997), et la croissance de la plante hôte (TSVETKOVA *et* GEORGIEV, 2003).

Chapitre II: Le phosphore dans le système sol-plante

1. Le phosphore dans le sol

Dans le sol, le phosphore se présente généralement sous deux états bien distincts : l'un représente la quantité globale donc c'est le phosphore total et l'autre la quantité où la plante peut l'utiliser, c'est le phosphore dit assimilable.

1.1. Phosphore total

Cette partie du phosphore représente toutes les formes de phosphore présentes dans un échantillon de sol, qu'elles soient minérales ou organiques variant entre 5 et 95% du phosphore total (**BAIZE, 2000**). Néanmoins, une faible quantité est présente dans la solution du sol (0.002 à 2 mg/l) (**TARAFDAR et CLAASSEN, 2004**). **PIERZYNSKY et al., (2000)**, suggèrent que la fraction minérale représente 50 à 70% du phosphore total et le phosphore organique représente 25%. La quantité de phosphore présente dans un sol est donc la conséquence directe de la richesse de la roche mère. Mais la connaissance de cette quantité ne donne qu'une indication très imparfaite sur l'aptitude du sol à fournir du phosphore aux végétaux et à satisfaire leurs exigences (**PEREDA CAMPOS, 2008**).

1.2. Phosphore assimilable

Le phosphore dit assimilable est alors définie pour caractériser la fraction du phosphore susceptible d'être absorbée par les racines, dont il est devenu nécessaire de corrélérer la production agricole à une quantité de phosphore dit « assimilable » ou « labile » extrait par des procédures analytiques. Le terme du phosphore « labile » désigne la fraction du phosphore absorbé facilement par la plante et la fraction à extraire et à mesurer avec le phosphore soluble par les réactifs chimiques (**PIERZYNSKI et al., 2000**). En effet, dans le sol il y a uniquement quelques kilogrammes de phosphore présents en solution dans le sol sous forme d'orthophosphates directement assimilables par les plantes (**FROSSARD et al., 2004 in BEAUDIN, 2008**). **GERVY(1970)**, estime qu'un sol est considéré comme riche en phosphore assimilable lorsque sa teneur dépasse 0,3%, moyennement riche quand cette dernière est comprise entre 0.15% et 0.3 %, et pauvre quand elle est inférieure à 0.15%. En pratique, la notion du phosphore assimilable est insuffisante ; de ce fait, on doit prendre en considération et exploiter certains nombres de paramètres à savoir : les interactions entre les composantes organiques et minérales du phosphore, les teneurs en solution et l'activité des racines et des microorganismes d'où la notion de « biodisponibilité du P ». D'après **FROSSARD et al., (2004)**, cette biodisponibilité est définie comme étant la quantité totale de phosphore dans le sol susceptible d'aboutir dans la solution du sol

sous forme d'ions orthophosphates pendant une période équivalente à la durée de croissance de la culture.

2. Formes et disponibilité du P

Les différentes formes de P dans le sol sont classées selon différents critères: la nature des composés phosphorés, le fractionnement chimique ou l'échange ionique. La nature des composés phosphorés permet de séparer le P organique du P inorganique (**PEREDA CAMPOS, 2008**).

2.1. Forme soluble (dans la solution du sol ou forme ionique)

C'est le phosphore dissout dans la solution du sol, forme ionisée de l'acide phosphorique H_2PO_4^- , HPO_4^{2-} , PO_4^{3-} dont les proportions relatives dépendent du pH du milieu concerné. Ces formes sont à l'origine de la nutrition phosphatée des cultures (**MOREL, 1996**). Selon **PEREDA CAMPOS (2008)**, le phosphore de la solution du sol constitue moins de 1% du phosphore total, mais il est considéré comme la source principale pour les végétaux. La quantité de phosphore contenant dans la solution du sol est cependant faible du fait de la très faible solubilité de cet élément : entre 0,5 et 1 mg/l en moyenne, ce qui représente entre 0,04 et 1,6 kg P/ha (**DORÉ et al., 2006**).

2.2. Forme minérale

La partie du phosphore dite inorganique (minérale) peut constituer une part importante (si non majoritaire) des réserves en phosphore du sol (**DROUET, 2010**).

2.2.1. Phosphore échangeable (ou adsorbé sur les constituants du sol)

Les ions phosphates ont une charge électro négative, ils sont retenus dans le sol par le biais de cations métalliques essentiellement par le Ca^{+2} . L'acide phosphorique est un anion, et ne peut être retenu par le complexe que par l'intermédiaire d'un cation: fer, aluminium, potassium, mais plus généralement le calcium (**LAMBERT, 1979**).

Ce sont les ions phosphoriques adsorbés sur le complexe adsorbant du sol et qui participent aux échanges constants (sol-solution) et constituent l'essentiel du «pool alimentaire» des plantes (**FARDEAU, 1991**). Les phénomènes d'adsorption et de désorption présentent des cinétiques rapides par rapport aux réactions de précipitation ou de dissolution ; pour cette raison, ils contrôlent les concentrations de phosphore dans la solution du sol et par conséquent, sa mobilité et sa biodisponibilité (**RAZI, 2006**).

2.2.2. Phosphore peu soluble ou précipité

Ces composés sont représentés généralement par les phosphates calciques, les phosphates de fer et d'aluminium. **HOUNTIN (1996)**, ajoute qu'il ya plus de 200 formes de phosphore minéral dans la nature ; les fluoroapatites sont les formes les plus couramment rencontrées sous forme de minerai et de composé de la plupart des sols cultivés. D'une façon générale, le phosphore insoluble (et donc pas directement disponible) représente 95 à 99% du phosphore total ; le phosphore absorbé ou précipité est principalement sous forme de phosphate de fer ou d'aluminium dans les sols acides et sous formes de phosphate de calcium et de magnésium dans les sols alcalins et calcaires. La distribution relative entre les différentes catégories et la disponibilité dépend notamment du pH du sol (**PEREDA CAMPOS, 2008**). Cette disponibilité du phosphore est maximale dans l'intervalle de pH 5,5 à 7,5 ; elle est réduite en pH sous 5,5 en raison des fortes réactions des phosphates avec le fer et l'aluminium et au-dessus de pH 7.5 en raison de ses réactions avec le calcium (**ANON, 2006**).

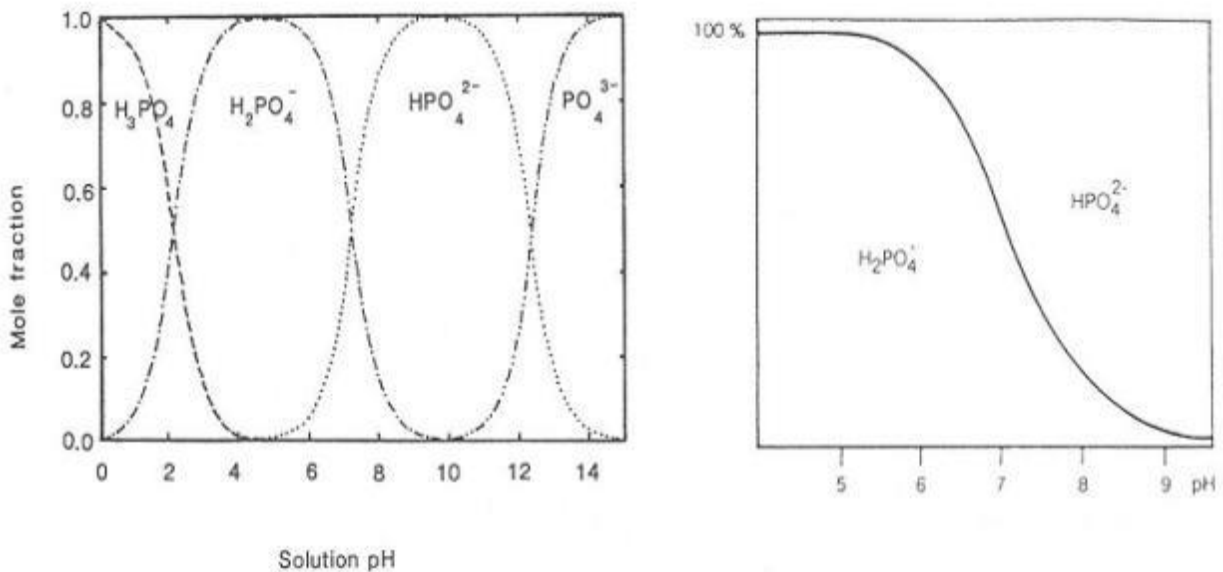


Figure 11 : Distribution des différentes formes solubles du phosphore en fonction du pH (**DROUET, 2010**).

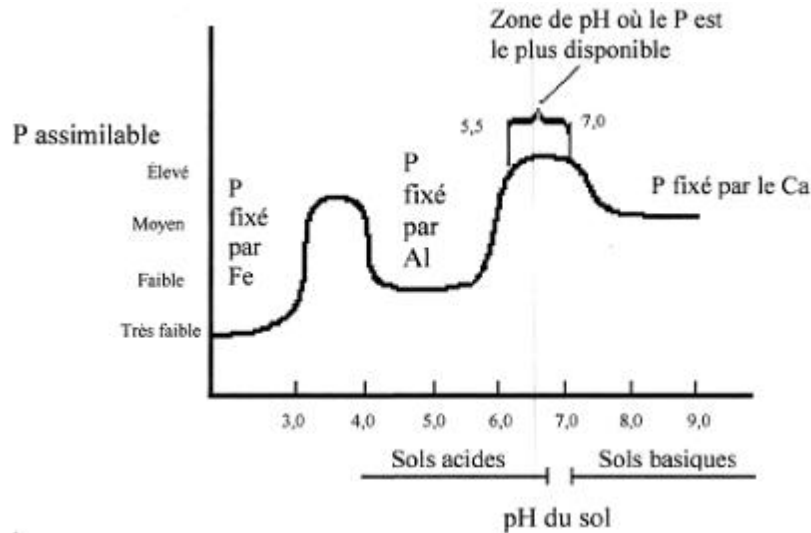


Figure 12: Variation du phosphore assimilable en fonction du pH (DEMERS, 2008).

2.3. Forme organique

Le phosphore organique peut provenir des déchets végétaux ou des micro-organismes du sol. Selon BROOKES *et al.*, 1984 in VANDENBOSSOCHE (1999), le phosphore microbien représente 2% à 24% du phosphore organique du sol.

Le phosphore organique représente de 20 à 80% du phosphore du sol ; Il est présent sous forme de phosphore soluble dans la solution du sol et sous forme de phosphore insoluble adsorbé sur les particules du sol ou comme composant de la matière organique du sol (PEREDA CAMPOS, 2008). La proportion du phosphore associé à des composés organiques varie selon les sols et leur type d'utilisation de 30 à 65% du phosphore total (HARRISON, 1987 in FROSSARD *et al.*, 2004). La disponibilité du phosphore organique dans le sol dépend de la minéralisation par les enzymes phosphatase (PRIYA *et SAHI*, 2009). Cette forme du phosphore est essentiellement associée aux acides fulviques de faible poids moléculaire (CONDON *et GOH*, 1989 in VANDENBOSSOCHE, 1999). Le phosphate organique est présent comme phosphates d'inositol, phospholipides, acides nucléiques et divers autres esters de phosphate qui sont issus de la dégradation de la matière organique et ils sont souvent immobilisés par sorption et fixation aux colloïdes du sol (MARSCHNER, 1995 in PEREDA CAMPOS, 2008).

3. Le phosphore dans la plante

Le phosphore (P) est présent chez tous les organismes vivants. Chez les végétaux, il constitue un composant majeur et un élément minéral essentiel. Il joue un rôle important dans le métabolisme énergétique, la synthèse et le métabolisme des glucides, participe à la composition du noyau cellulaire et se concentre dans les organes reproducteurs du végétal (**SCHEINER, 2005**). Il entre dans la composition des acides nucléiques et dans la composition de l'ADN, ainsi que dans celle de l'ARN qui permet la transcription de l'information génétique en protéines. Il est impliqué dans les transferts d'énergie à l'intérieur des cellules par l'intermédiaire de molécules telles que l'ATP. Il entre également dans la composition des phospholipides qui contrôlent la stabilité et les propriétés des membranes cellulaires (**MARSCHNER, 1995**).

Il joue également un rôle primordial dans la nutrition des plantes. Une présence insuffisante de P dans le milieu où le végétal puise son alimentation minérale se traduit le plus souvent par des retards de croissance, un moindre développement, et une faible production (**FARDEAU, 1992**). En effet, les principaux processus biochimiques tels que la photosynthèse et la respiration sont activés par le P ou ses dérivés organiques (**RAGHOTHAMA et KARTHIKEYAN, 2005**). Le symptôme typique du manque de P chez la plante est le changement graduel de la coloration du feuillage, allant du vert foncé chez les feuilles plus jeunes au pourpre chez les feuilles plus vieilles. La déficience de P induit aussi une réduction de la croissance, de la taille et du nombre de fleurs et de graines et réduit une grande partie de la productivité des plantes (**SANCHEZ-CALDERON et al., 2010**) (fig 13).

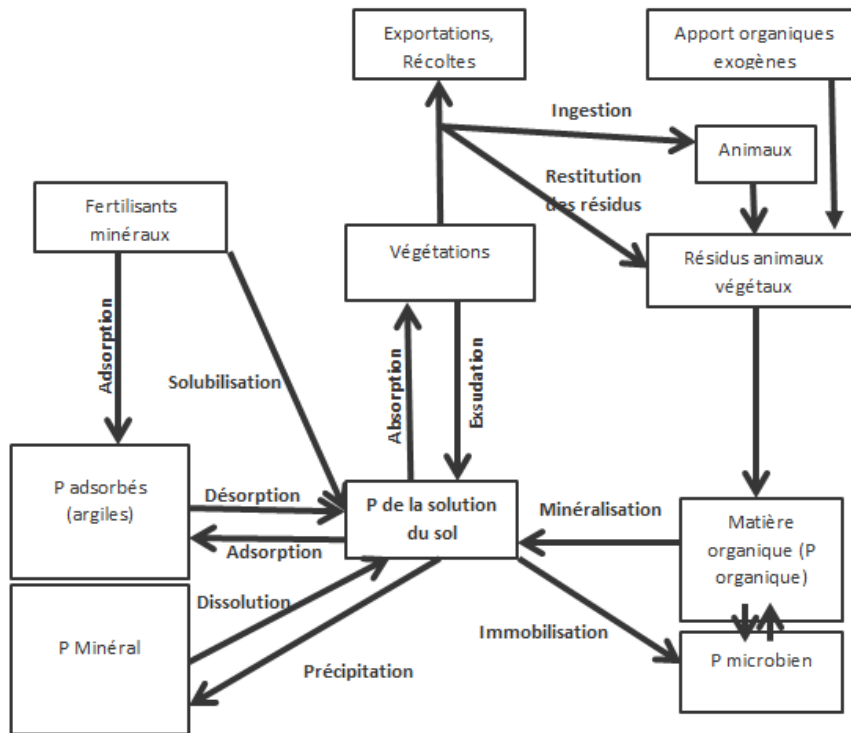


Figure 13: Dynamique du phosphore dans le système sol-plante. (cité par HENINTSOA, 2011).

3.1. Effet de la déficience en P sur les légumineuses et leurs symbioses rhizobiennes

3.1.1. Effet de la déficience en P sur la croissance des plantes

En général et en condition de carence en P, l'architecture racinaire est modifiée pour augmenter la surface d'échange et explorer le sol au-delà de la zone d'épuisement présente autour des racines (développement de racines secondaires latérales et augmentation du nombre et de la taille des poils absorbants) (HAMMOND *et al.*, 2004). La plante s'adapte aussi à une distribution hétérogène du P dans un sol. Sous déficience en P, l'augmentation de la production de la biomasse racinaire et de l'allongement total des racines est une adaptation connue pour les plantes. Ainsi, sous limitation en P, un allongement du système racinaire des plantules de haricot cultivées en hydroponie a été observé (RYCHTER et RANDALL, 1994 ; BERNAL *et al.*, 2005).

Chez la symbiose rhizobienne, la présence des nodosités fonctionnelles modifie peu cette répartition de la biomasse au début du stade végétatif chez le soja bien que l'expansion des racines latérales soit généralement diminuée par la nodulation.

3.1.2. Effet de la déficience en P sur l'ultrastructure cellulaire

Des études ont montré que la privation des racines en P affecte la division cellulaire et provoque des changements dans l'ultrastructure des cellules méristématiques, ces changements sont limités dans les cellules corticales (WANK *et al.*, 1998). Ces auteurs ont déjà observé que dans des racines recevant une adéquate concentration en P, la division cellulaire n'est pas affectée grâce à la présence de nombreuses mitoses. En revanche, dans le cas d'une déficience en P le nombre de mitose diminue. En effet, dans les cellules méristématiques racinaires de *P. vulgaris*, le développement d'un réseau de grandes vacuoles de formes complexes, l'apparition des invaginations au niveau du plasmalemme et des mitochondries de formes condensées sont des réponses typiques à la déficience en P (WANK *et al.*, 1998).

3.1.3. Effet de la déficience en P sur les nodosités

L'exigence de la nodulation et de la croissance nodulaire en P ont été élucidées chez plusieurs symbioses rhizobiennes. Il a été bien établi que la biomasse nodulaire est fortement corrélée à la disponibilité du P chez le trèfle (HELLSTEN et HUSS-DANEL, 2001). Les nodosités constituent des puits importants pour le P (TANG *et al.*, 2001). Ainsi, plusieurs travaux ont montré que la teneur en P est deux fois plus élevée dans les nodosités que dans la partie aérienne de la plante (SCHULZE et DREVON, 2005).

3.2. Réponses des plantes et leurs symbioses rhizobiennes à une déficience en P

Au sein de la plante, une quantité limitante en P pourrait avoir des conséquences majeures sur son métabolisme et son développement. La réponse des cultures à une carence en P est complexe. On assiste à des modifications moléculaires, biochimiques, physiologiques et morphologiques qui permettent à la plante de s'adapter à une disponibilité sub-optimale du P dans le sol et d'augmenter son efficacité d'utilisation et/ou d'acquisition (RAGHOTHAMA, 1999). Une description chronologique hypothétique des réponses peut être proposée en regroupant les réponses en trois catégories : morphologiques, métaboliques et physiologiques (fig 4).

Cependant, la croissance racinaire se maintient ou augmente chez la légumineuse nodulée et carencée, tandis que la croissance des nodosités est davantage ralentie (RIBET et DREVON, 1995). Ainsi ANURADHA et NARAYANAN (1991) ont attribué la stimulation de l'allongement des racines à l'augmentation de l'excrétion de protons par les racines en situation de carence en P. Dans ce sens, des études récentes ont montré que les racines nodulées de symbiose rhizobienne de niébé (ALKAMA *et al.*, 2009) et de haricot (KOUAS *et al.*, 2008) interviennent activement dans le

flux des protons H^+ vers la rhizosphère conférant à la symbiose une sorte d'adaptation à la limitation en P.

L'acidification du milieu aurait un effet positif sur l'extensibilité des parois cellulaires des racines et favoriserait l'allongement de ces organes. Outre cette caractéristique de la symbiose rhizobienne, de nombreux travaux ont mis en évidence des structures racinaires particulières chez le lupin en situation de carence en P, des racines tertiaires fines et regroupées appelées racines "protéoïdes". Ces racines protéoïdes ayant une très grande surface et exsudant des flux importants d'acide citrique et de phosphatase dans la rhizosphère (NEUMANN et MARTINOIA, 2002 ; STADE-MILLER et al., 2001). Ces structures permettent à la plante d'explorer une grande partie de la rhizosphère et présentent une perspective pour faire face au déficit des sols en P (fig 14) .

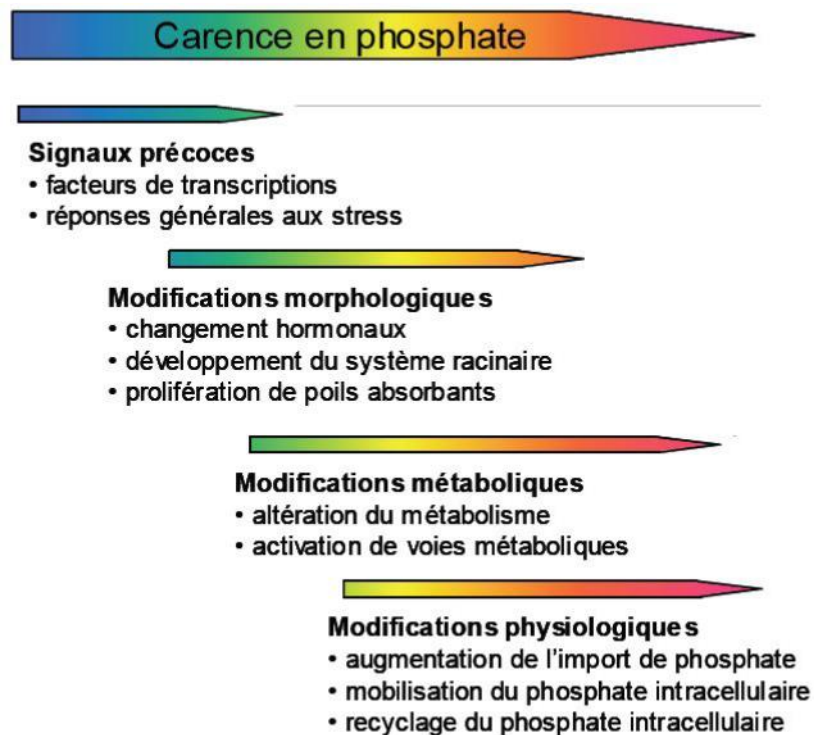


Figure 14: Chronologie hypothétique de l'expression des gènes impliqués dans la carence de phosphate. Ce déroulement a été ordonné selon une échelle arbitraire de carence de phosphate allant d'une carence courte à longue (HAMMOND et al., 2004).

Deuxième partie :
Matériel et méthodes

1. 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. Avant d'être semées, les graines sont inoculées par une souche rhizobienne isolée la région de Mansoura appartenant au genre *Bradyrhizobium*, 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-foliole. 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. Par ailleurs, les sols rhizosphériques et non rhizosphériques ont été récupérées pour faire l'objet aux différentes analyses du sol.

1.1. Echantillons de sols :

Les échantillons étudiés sont répartis en 60 prélèvements originaire de cinq populations arachidières différentes situées essentiellement Adrar, EL-Oued, Ghardaia (Mansoura, Sebseb) et la région EL-Tarf (El-Frine). Chaque génotype d'arachide sont caractérisées l'inoculation et traitement phosphore.

Tableau VI : Liste de traitement du phosphore et inoculation

Inoculation	sans souche	avec souche
Traitement du phosphore		
Déficiance	D NS	D S
Phosphate tricalcique	CAP NS	CAP S
Triple Super Phosphate à 46%	TSP NS	TSP S

2. Analyses physico-chimiques des sols rhizosphériques et non rhizosphériques :

Les analyses physico-chimiques des sols ont porté sur les caractéristiques suivantes :

Mesure du pH, dosage du phosphore assimilable, dosage du calcium et de l'azote nitrique.

2.1. Mesure du pH:

La mesure du pH a été réalisée selon la méthode de **CALLOT-DUPUIS (1980)**.

A 20g de terre fine (séchée à l'air), on ajoute 50 ml d'eau distillée (pour mesurer le pH eau). Le contenu est agité pendant quelques minutes, puis laissé à reposer 2h. Le pH est ensuite mesuré à l'aide d'un pH-mètre .

2.2. Dosage du phosphore assimilable: (Méthode de JORET-HÉBERT)

Le sol est agité à froid dans une solution aqueuse d'oxalate d'ammonium à pH=7, à la température de 20°C et sous agitation bien définie dans un rapport déterminé prise d'essai/ solution. Le respect du pH doit être rigoureux, une variation du pH conduit à une variation de la quantité dissoute du phosphore. Le dosage se fait par spectrophotométrie à 825 nm du complexe phosphomolybdique réduit par l'acide ascorbique en milieu sulfurique à chaud (**MATHIEU et al., 2003**) (Annexe.1.1).

2.3. Dosage du Calcium échangeable :

Le calcium est déterminé par la méthode **MATHIEU et PIELTHAIN (2003)**. Cette méthode nécessite deux étapes principales : saturation et dosage par complexométrie (Annexe.1.2) .

2.3.1. Saturation:

Prélever une prise de 20 g du sol, puis ajouter 50 ml d'acétate d'ammonium . En le laisse pendant une nuit.

2.3.2. Complexométrie:

A 10 ml de l'échantillon à analyser, ajouter 1 ml de solution triéthanolamine et 6 ml de solution tampon NaOH , ajuster le pH à 12. Ajouter l'acide calcocarboxylique comme indicateur et titrer immédiatement avec de l'EDTA- Na_2 jusqu'au virage de la coloration rouge (rose) à bleu franc.

2.4. Dosage de l'azote nitrique :

Une prise de 10 g de sol frais et 20 ml de sulfate de potassium à $0,5 \text{ mol.l}^{-1}$ sont placés dans une bouteille soumise à une agitation pendant 30 min. Un volume de 1 ml de la solution d'acide salicylique (5%) est rajouté à 0,5 ml du filtrat. Après 30 min de repos, 10 ml de solution d'hydroxyle de sodium est additionné au complexe. La coloration prend environ une heure pour se développer. L'intensité de la coloration est mesurée au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 410 nm. Des solutions étalons de 0, 2, 4, 6, 8, 10 $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ont été préparées à base d'une solution de nitrate de potassium (MATHIEU et PIELTAIN, 2003) (Annexe.1.3).

2.5. Analyses statistiques :

Une ANOVA a été réalisée en utilisant le programme XLSTAT 2014. De plus même une comparaison multiple des moyennes a été établie via le test Fisher LSD.

**Troisième partie :
Résultats et discussion**

1. Résultats et interprétations

1.1. Disponibilité du P_2O_5 dans les sols rhizosphériques et non rhizosphériques

1.1.1. Disponibilité du P_2O_5 dans les sols rhizosphériques

La figure ci-dessous représente la variation de la teneur en phosphore assimilable des sols rhizosphériques chez les différents génotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de la variance aléatoire (ANOVA) a révélé un effet significatif pour le facteur phosphore ($P = 0,012$), mais pas pour le génotype et l'inoculation au seuil $\alpha = 0.05$.

La disponibilité du P la plus élevée est celle notée chez le génotype Sebseb lorsqu'il subit le traitement (CaP S) (22.243 ppm), alors qu'elle d'ordre de 17.369 ppm pour celui d'EL-Frine sous le traitement (TSP S). En absence de souche, le génotype d'Adrar a montré une valeur de 15.519 ppm sous le traitement TSP, bien que sous le CaP, c'est le génotype Sebseb qui a enregistré la valeur la plus importante, soit 12.316 ppm. Cependant, le test Fisher LSD a montré trois groupes de moyennes comportant le génotype Sebseb (groupe A) qui présente la disponibilité la plus performante, suivi de ceux d'EL-Frine, Adrar et El-Oued comme un groupe intermédiaire (groupe AB) et le génotype de Mansoura qui a noté la plus faible disponibilité en P (groupe B) et deux groupes de moyennes par rapport au traitement phosphaté dont le TSP (groupe A) qui présente la disponibilité la plus performante, suivi un groupe à faible disponibilité en P chez CaP et D (groupe B) (Annexe.3.3).

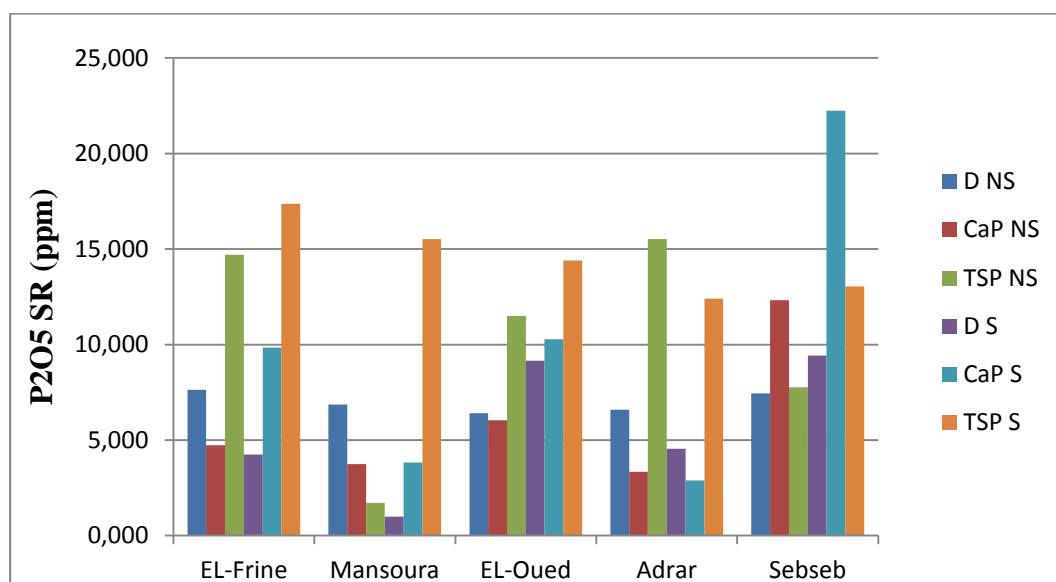


Figure 15: Teneur du phosphore assimilable des sols rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation.

1.1.2. Disponibilité du P₂O₅ dans les sols non rhizosphériques

La figure 16 représente la variation de la teneur du phosphore assimilable des sols non rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de la variance aléatoire (ANOVA) a révélé un effet significatif pour le facteur phosphore ($P=0,0001$), mais pas pour le génotype et l'inoculation au seuil $\alpha=0.05$.

La disponibilité du P la plus grande est enregistrée chez le génotype Mansoura lorsqu'il subit le traitement (TSP NS) (16.467 ppm), ensuite une valeur de 14.978 ppm est notée pour celui de Sebseb sous le traitement (TSP S). En présence de souche, le génotype El-Oued a montré une valeur de 4.418 ppm sous le traitement CaP, dont le traitement (CaP NS), le génotype Adrar qui a enregistré la valeur plus faible, soit 2.523 ppm. Par ailleurs, lorsque les génotypes sont déficients, la disponibilité du P a diminué pour atteindre 3.742 ppm chez le génotype El-Frine et 3.561 ppm pour celui d'Adrar. Cependant, le test Fisher LSD a montré deux groupes de moyennes par rapport au traitement phosphaté dont le TSP (groupe A) qui présente la disponibilité la plus performante, suivi un groupe à faible disponibilité en P chez CaP et D (groupe B) (Annexe.3.4).

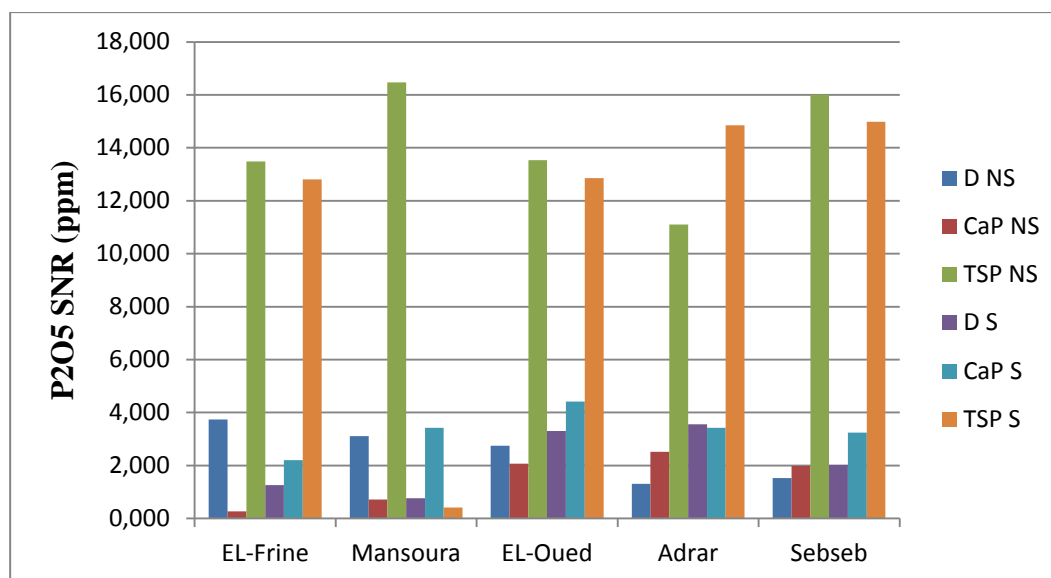


Figure 16: Teneur du phosphore assimilable des sols non rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation.

1.2. pH des sols rhizosphériques et non rhizosphériques

1.2.1. pH des sols rhizosphériques

La figure 17 montre la variation des valeurs du pH des sols rhizosphériques en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de la variance aléatoire (ANOVA) a révélé un effet significatif pour le facteur phosphore ($P = 0,0001$), mais pas de signification pour le génotype et l'inoculation.

Les plus faibles valeurs de pH ont été notées chez les traitements (TSP S) et (TSP NS) et plus particulièrement chez le génotype de Mansoura qui a marqué une valeur de pH 8.01. Cependant les valeurs du pH sont d'autant élevées chez les traitements de (CaP NS) pour les cinq génotypes d'arachides dont nous avons enregistré un pH maximal (9.52 pour le génotype Adrar et 9.47 pour le génotype Mansoura) chez les sols déficients en P inoculés et non inoculés.

Le test Fisher LSD nous a permis d'obtenir trois groupes de moyennes par rapport au facteur traitement phosphatée en allant du TSP (groupe A), CaP (groupe B) vers le traitement D (groupe C) (Annexe.3.1).

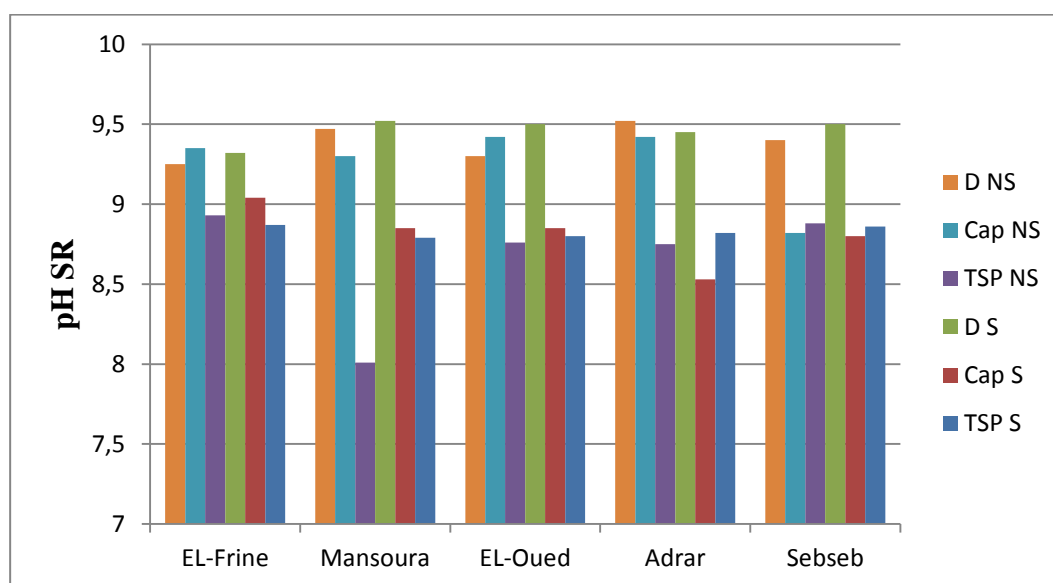


Figure 17: Variation du pH des sols rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation.

1.2.2. pH des sols non rhizosphériques

La figure 18 représente la variation pH de sol non rhizosphérique en présence de différents traitements du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de la variance aléatoire (ANOVA) a révélé un effet significatif pour le facteur phosphore ($P = 0,0002$), mais pas pour le génotype et l'inoculation au seuil $\alpha = 0.05$

Le sol en déficience de phosphore DS enregistre des valeurs important de pH chez les cinq génotypes d'arachide En effet, la grande valeur a été notée chez génotype de Mansoura (9,71) alors qu'elle d'ordre de 9.68 pour celui d'Adrar non inoculé, suivi par la valeur de 9.5 notée chez le génotype de Mansoura sous le traitement CaP NS. Cependant, le test Fisher LSD a montré deux groupes de moyennes dans sont classés le traitement TSP dans le groupe A, CaP et D dans celui de B. (Annexe.3.2).

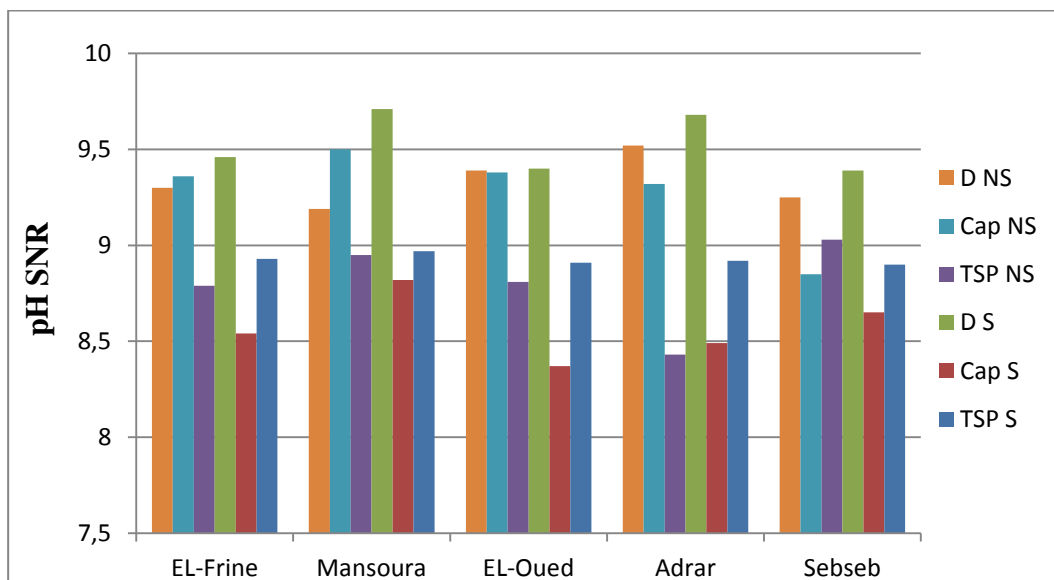


Figure 18: Variation du pH des sols non rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation .

1.3. Teneurs en nitrate dans les sols rhizosphériques et non rhizosphériques

1.3.1. Teneurs en nitrate dans les sols rhizosphérique

La figure 19 représente la teneur de NO_3^- des sols rhizosphériques en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de variance (ANOVA) de ce paramètre a révélé aucune effet significatif pour le facteur phosphore et le génotype et l'inoculation au seuil $\alpha = 0.05$.

En condition de disponibilité du P élevé nous avons constaté que montré qu'une valeur de 3.025 ppm est marquée sous le traitement (TSP NS) chez le génotype l'El-Oued. Néanmoins, quand les génotypes sont déficients, la concentration a diminué pour atteindre 2.515 ppm chez le génotype de Sebseb et 2.319 ppm chez le génotype l'El-Frine ,alors qu'elle d'ordre de 2.240 ppm pour celui de Mansoura. Cependant, pour le traitement de CaP NS, ce sont les génotypes de Mansoura (2.142 ppm) et d'Adrar (1.966 ppm) qui ont révélé des teneurs assez importantes en nitrate .

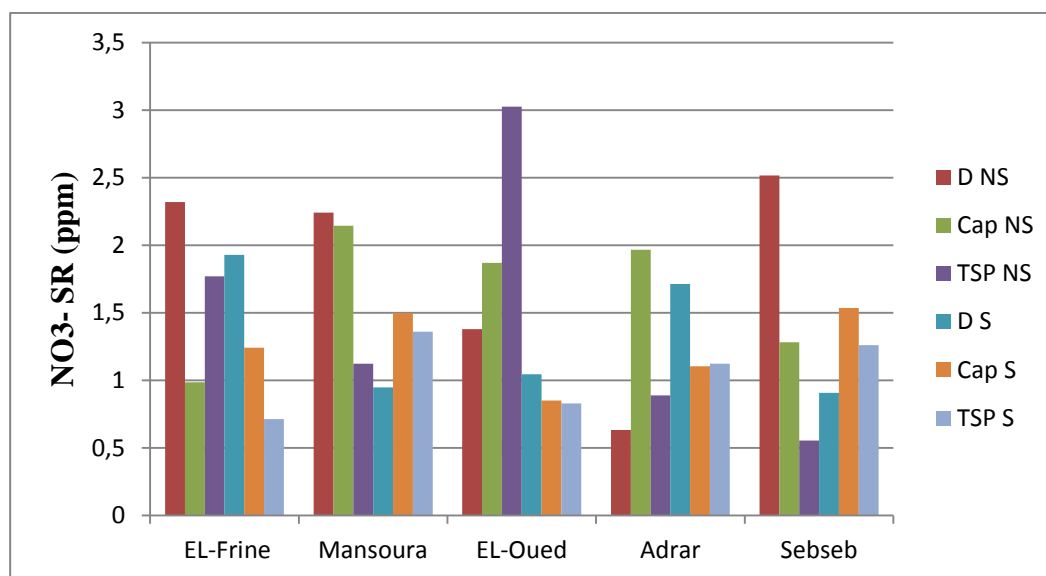


Figure 19: Teneurs en nitrate (NO_3^-) des sols rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation.

1.3.2. Teneurs en nitrate dans les sols non rhizosphériques

La figure 20 représente la teneur de NO_3^- des sols non rhizosphériques en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de variance aléatoire (ANOVA) a également montré n'aucun effet significatif pour les trois facteurs étudiés au seuil de signification $\alpha = 0.05$.

Lorsque les génotypes sont soumis au traitement (TSP NS), nous avons obtenu la teneur la plus élevée 2.338 ppm chez le génotype El-Oued, alors qu'elle d'ordre de 2.084 ppm pour celui d'Adrar. En absence de souche, le génotype El-Frine déficient a enregistré une valeur importante 1.946 ppm. En présence de souche, le génotype d'Adrar a montré une valeur 1.927 ppm.

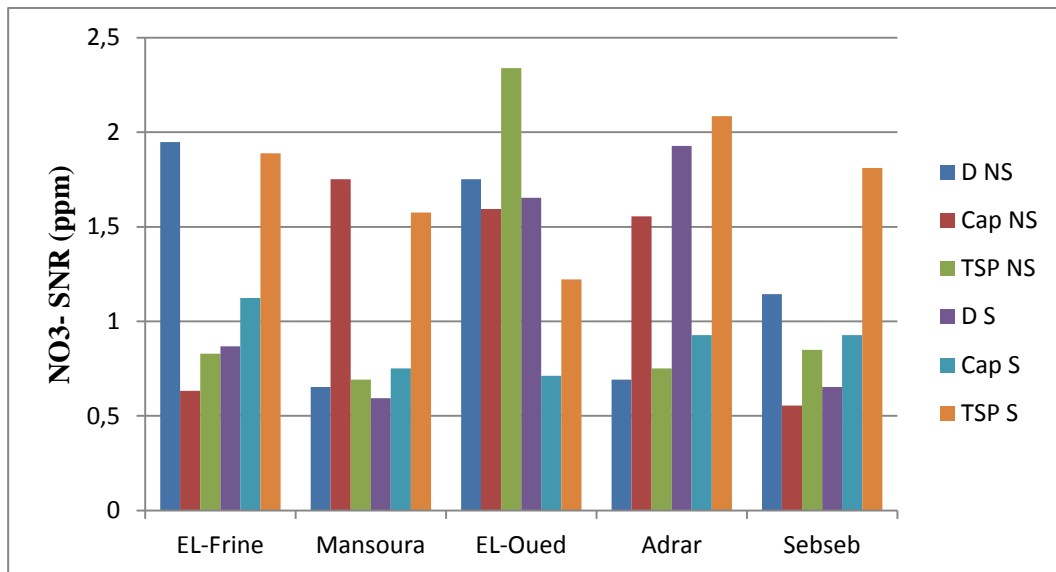


Figure 20: Teneurs en nitrate (NO_3^-) des sols non rhizosphériques entre les différents géotypes en fonction de traitement phosphaté et d'inoculation.

1.4. Teneurs du calcium dans les sols rhizosphériques et non rhizosphériques

1.4.1. Teneur du Ca échangeable dans le sol rhizosphérique

La figure 21 représente la variation de la teneur du calcium des sols rhizosphériques entre les différents géotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de la variance aléatoire (ANOVA) n'a révélé aucun effet significatif pour ce paramètre chez les facteurs tous les facteurs au seuil $\alpha = 0.05$.

Le teneur du Ca la plus importante est celle notée chez la géotype EL –Frine (1.8 méq/100g) et Mansoura (1.55 méq/100g), lorsqu'il subit le traitement CaP NS rien que pour celui d'EL-Frine nous avons noté une valeur de 1,5 méq/100g et 1,55 méq/100g pour celui de DNS. Néanmoins, chez le géotype Sebseb, une valeur de 1,3 méq/100g est enregistrée sous le traitement TSP, ce qui est considéré comme la plus petite valeur parmi tous les géotypes étudiés dans ce présent travail.

le test Fisher LSD dévoile trois groupes de moyenne de géotype à savoir : le groupe le plus performant représenté par le géotype de Mansoura, suivi par EL-Frine , Sebseb et EL-Oued qui sont intermédiaires (AB) tandis que le dernier groupe (B) est celui d'Adrar qui a noté la plus faible valeur de Ca échangeable (Annexe.3.7).

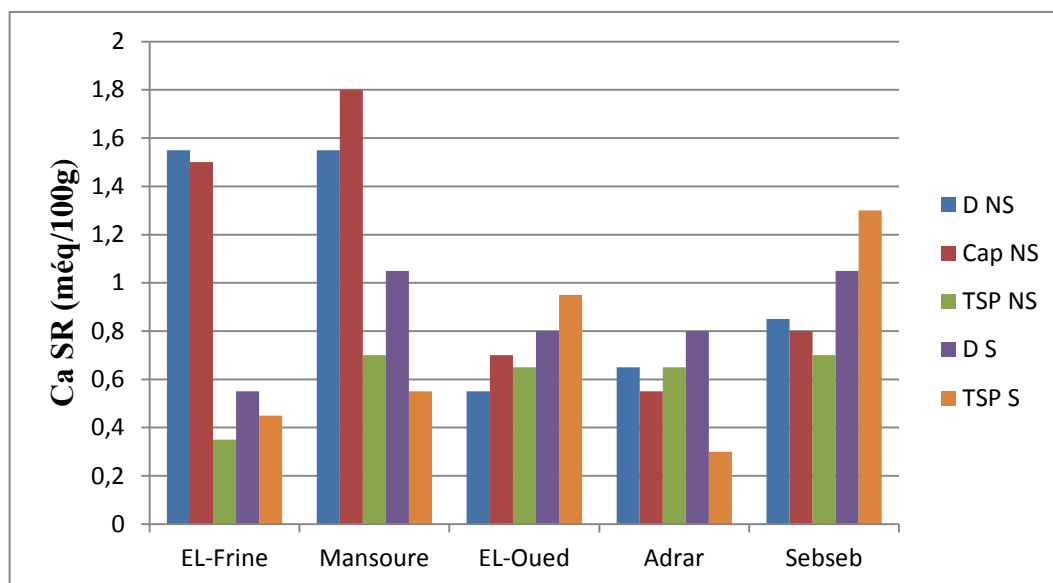


Figure 21: Teneur du calcium des sols rhizosphériques entre les différents génotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation.

1.4.2. Teneur du Ca échangeable dans le sol non rhizosphérique

L'histogramme ci-dessous présente la teneur de calcium chez les sols non rhizosphériques pour les différents génotypes étudiés en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation. L'analyse de la variance aléatoire (ANOVA) a révélé un effet significatif pour l'inoculation (0,045), mais pas pour le phosphore et le génotype au seuil $\alpha = 0.05$.

Le génotype de L'EL-Oued a noté une concentration de Ca important sous le traitement déficient non inoculé (1,3 méq/100g). Cependant, en présence du TSP, c'est le génotype d'EL-Frine qui a marqué la valeur la plus importante, soit 1.85 méq/100g pour l'inoculé et celui d' de Sebseb pour le non inoculé.

D'après le test, de Fisher LSD montre trois groupes relatifs aux traitements du phosphore un groupe A (traitement D), un groupe intermédiaire AB (traitement CaP), tandis que celui du TSP constitue le groupe C avec la plus faible teneur en Ca échangeable. En ce qui concerne le traitement inoculation, les non inoculés représentent le groupe A quant aux inoculés qui constituent le groupe B (Annexe.3.8).

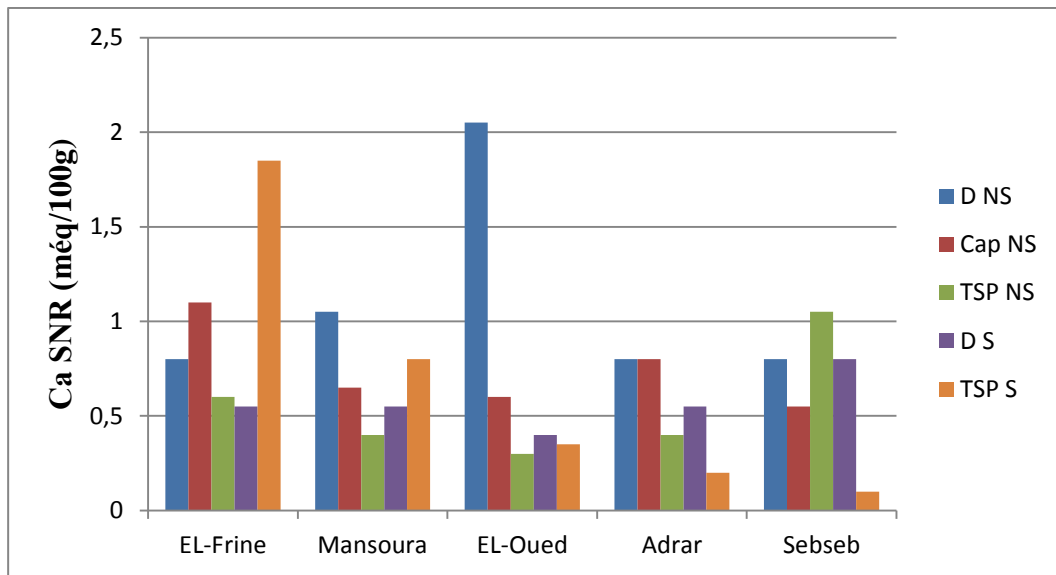


Figure 22: Teneur du calcium des sols non rhizosphériques entre les différents géotypes en fonction de traitement du phosphore et de l'inoculation.

2. Discussion

Le phosphore est l'un des nombreux éléments qui affectent les rendements et la fixation symbiotique d'azote chez les légumineuses. Néanmoins, ces dernières ont besoins plus importants en phosphore en comparant aux autres plantes (**SADOWSKY, 2005**). Dans le cadre de notre étude, la dose croissante de Triple Super Phosphate a été apportée afin de résoudre ce problème de faible disponibilité du phosphore dans le sol. Dans le sol rhizosphérique il y a une disponibilité du phosphore chez quelques génotypes et pour certains traitements. Nos résultats montrent que la meilleure disponibilité du phosphore a été obtenue pour le génotype El-Frine inoculé (17.369 ppm) et Adrar (15.51ppm) non inoculé. Cette disponibilité revient aux différents processus. En effet, la modification de la morphologie du système racinaire, les transporteurs de P, la sécrétion des exsudats racinaires, les phosphatases intra et extracellulaires la formation de symbiose mycorhizienne avec des champignons vont tous agir sur la disponibilité du phosphore. Cette dernière est contrôlée par les mécanismes de désorption et de solubilisation du P inorganique ainsi que de la minéralisation de la matière organique renfermant le P (**RICHARDSON et al., 2009**). Les principaux mécanismes régissant la disponibilité du phosphore et régnant dans les différents compartiments du sol sont notamment, la dissolution et précipitation de P avec le carbonate de Ca (secondaire pour les sols ferralitiques) et les formes amorphes du Fe et de l'Al, l'adsorption et désorption de P sur les sites d'adsorption des argiles (**RAO et al., 2004**). Rien que, pour le génotype du Sebseb, nous avons noté une disponibilité importante même si sous le phosphate tricalcique (22,243ppm). Lorsque les cations Ca^{+2} se trouvent en quantité importante dans le sol, il y a un effet antagoniste entre le phosphore et le calcium par formation des composés insoluble P-Ca (**RAZI, 2006**). De ce fait ce complexe diminue la solubilité de phosphore dans le sol. Pour faire face à cette faible disponibilité du P, les végétaux font intervenir différents processus physico-chimiques. En effet, le prélèvement racinaire de plus d'équivalent cations que d'équivalent anions entraîne la libération de protons (H^+) qui vont maintenir l'équilibre de charge interne, ce qui aboutira alors à l'acidification de la rhizosphère (**HINSINGER, 2001 ; RENGEL, 2008 ; SANCHEZ-CHAVEZ et al., 2009**). Cette acidification peut modifier la disponibilité du P inorganique en influençant la cinétique d'adsorption et de désorption du P (**RICHARDSON et al., 2009**). Par ailleurs, les racines de la plupart des plantes forment des associations mutualistes de la rhizosphère (**MOUSAIN et al., 1997 ; TURNER, 2008 ; RICHARDSON et al., 2009**). De même la disponibilité du phosphore peut être relater aux mécanismes de l'interaction des racines de plantes et la rhizosphère. Cependant l'adaptation des plantes de luzerne vis-à-vis d'une carence en P se traduit par des nodosités de volume réduit alors que leurs nombres restent intacts (**TANG et al., 2001, SCHULZE et DREVON 2005**). En revanche, d'autres auteurs ont rapporté que cette carence diminue le nombre

des nodosités par plante et/ou la masse individuelle des nodosités ainsi que la masse des bactéroïdes chez le soja (JAKOBSEN, 1985; GUNAWARDENA *et al.*, 1992 ; SINGLETON *et al.*, 1985 ; MULLEN *et al.*, 1988). Il est possible que la forte teneur en P des nodosités soit liée à une forte proportion en P structural en raison de la prolifération membranaire (ROBSON *et al.*, 1981; JAKOBSEN, 1985; ISRAËL 1987; VADEZ *et al.*, 1996). En effet, la quantité des membranes est 20fois plus forte dans les cellules infectées que dans des cellules non infectées en raison de la prolifération exceptionnelle des membranes bactéroïdiennes, péribactéroïdiennes, ainsi que mitochondriales (BERGERSEN, 1994). D'après MELLOR *et al.* 1987, la carence en P pourrait affecter la synthèse de la phosphatidyl-choline chez *Rhizobium* et *Bradyrhizobium* qui est l'un des principaux phospholipides membranaires des bactéroïdes (MILLER *et al.*, 1990),.

Il ressort du test de l'effet des facteurs étudiés sur le pH des sols rhizosphériques et non rhizosphériques pour les différents géotypes que le pH est généralement alcalin ($8.01 > \text{pH} > 9.71$), et qu'il n'y a pas d'effets significatifs dans cette présente étude. Néanmoins, dans les sols de nature alcaline ($\text{pH} > 7.2$), la forme prédominante est celle de l'ion trivalent PO_3^{4-} , que les plantes ne peuvent pratiquement pas absorber. La concentration réelle en phosphore du sol est relativement faible, pour plusieurs raisons. Dans les sols alcalins, le phosphore est précipité par les complexes calciques et magnésiens tandis qu'à pH neutre, le phosphore tend à former les complexes insolubles avec l'aluminium et le fer (KUHAD *et al.*, 2011 ; RFAKI *et al.*, 2014). Comme les phosphates insolubles sont relâchés lentement dans la solution du sol, le phosphore est toujours limitant dans les sols calcaires. D'après certaines études, le pH dans la rhizosphère peut s'avérer être différent du sol non rhizosphérique, pouvant atteindre une différence de une ou deux unités de pH (HINSINGER *et al.*, 2003).

Par ailleurs, la corrélation significative obtenue entre le pH et la disponibilité du phosphore attribue aux différents facteurs physique-chimique du sol et parfois symbiotique. En effet, le phénomène d'acidification ou d'alcalinisation du sol par les plantes est directement lié aux taux de prélèvement de cations-anions. Le principe est simple: quand d'avantage de cations sont prélevés, des protons H^+ sont exsudés par les racines afin de compenser l'excès de charges positives prélevées et il y aura donc alcalinisation de la cellule. Ce processus entraine par voie de conséquence une acidification de la rhizosphère. A l'inverse, quand ce sont les anions qui sont majoritairement prélevés, on observe une alcalinisation de la rhizosphère via la libération de OH^- ou de HCO_3^- (HINSINGER, 2001; HINSINGER *et al.*, 2003). Les associations symbiotiques ont l'avantage d'intensifier l'abk nnk sorption de P et de certains oligoéléments grâce à leur capacité à

augmenter la longueur effective et la surface des racines, permettant l'exploitation d'un plus grand volume de sol (CLEMENT et HABTE, 1994 ; STROIA, 2007 ; PEREDA CAMPOS, 2008 ; RICHARDSON et *al.*, 2009 ; MARSCHNER et *al.*, 2010).

Les résultats obtenus relatifs aux teneurs en calcium échangeable dans les deux types de sols (rhizosphériques et non rhizosphériques) ne montre aucune différence significative entre les traitements au seuil de signification $\alpha = 0.05$. Ceci est probablement dû à la richesse du sol en carbonate de Calcium (CaCO_3). En effet, le calcium dans le sol joue un rôle primordiale ; non seulement il assure le maintien d'une bonne structure en flocculant les colloïdes, mais encore il intervient puissamment dans les mécanismes de fixation du phosphore (LAMBERT, 1979). Les sols calcaires, riches en Ca^{2+} sont souvent caractérisés par une faible labilité, vu que les ions orthophosphates solubles évoluent vers des phosphates de calcium, plus stables et moins assimilables pour les plantes (BLANCHET et *al.*, 1963 ; GACHON, 1972, 1973, 1988 ; ARVIEU et BOUVIER, 1974 ; FARDEAU et *al.*, 1977).

Pour les nitrates, nous avons constaté qu'il n'y a plus de différence significative entre les différents traitements dans le présent travail. En effet, l'azote nitrique est l'élément qui pose le plus de problèmes en agriculture. Les nitrates très solubles et mobiles dans la solution du sol sont facilement lixiviés vers les eaux souterraines et constituent ainsi une source potentielle de pollution de la nappe phréatique (ZOLLER, 1994 ; SOUDI, 1995). La lixiviation représente l'entraînement d'éléments minéraux dissous dans l'eau du sol. Pour l'ion nitrate NO_3^- , très soluble dans l'eau, on parlera donc de lixiviation et non de lessivage, qui représente l'entraînement de particules (argile, matière organique, ...) (FERRUGIA, 2001).

Conclusion

Conclusion

Cette étude a été menée dans un but principal de connaître la disponibilité du phosphore et interactions sol – plante chez cinq génotypes d’arachide locaux sous effet de symbiose rhizobienne (*Bradyrhizobium* sp) et en fonction de différents traitements du P

Les génotypes d’arachide ont déployé plusieurs stratégies pour faire face à cette disponibilité du phosphore qui varient avec des traitements phosphatés (TSP, CaP, D). En, le génotype de Sebseb caractérisé par une disponibilité du phosphore élevée en fonction des traitements, parmi tous les génotypes examinés. En revanche, la variation de la teneur en calcium et en nitrate montre des effets non significatifs des traitements phosphatés.

Par ailleurs, la solubilité du phosphore était plus performante en présence de souche rhizobienne ce qui suggère une performance des associations symbiotiques de ce type. De ce fait sous des conditions de disponibilité faible en phosphore, l’association rhizobienne joue un rôle important au niveau de la rhizosphère, pour solubiliser phosphore insoluble.

En perspective, pour une meilleure poursuite des travaux de recherche sur la disponibilité des éléments nutritifs avec des interactions plante-sol sous l’effet associations symbiotiques rhizobiennes nous recommandons de :

- Faire une étude élargie sur l’aspect plante et génotypes au lieu du sol
- Etudier l’action d’autres paramètres physico – chimiques affectant la disponibilité des éléments minéraux aux plantes.
- Approfondir dans l’aspect caractérisation des souches rhizobiennes et mettre au point les réactions d’efficacité et de spécificité entre souche et plante hôte.
- Effectuer une application sur une grande échelle de la culture d’arachide en présence du phosphore et sous symbiose rhizobienne pour mettre en évidence des éventuels mécanismes d’adaptation des cultures à la faible disponibilité des éléments nutritifs.

**Références
bibliographique**

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., PATYE., 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., NOUREDDINE N.E., HADDADJ A., SADJI H., ISSAD S., AMRANI S., 2002.** La pratique de l'inoculation en agriculture et en foresterie : une biotechnologie à notre portée- communication orale présentée au 2eme congrès de Biotechnologie. Tunisie.
4. **ALKAMA, N., BI BOLOU, E.B., VAILHE, H., ROGER, L., OUNANE, S.M. et DREVON, J.J., 2009.** Genotypic variability in P use efficiency for symbiotic nitrogen fixation is associated with variation of proton efflux in cowpea rhizosphere. *Soil Biol. Biochem.* 41: 1814-1823.
5. **ANON, 2006.** Rhizosphère et Symbiose, Biodisponibilité des éléments minéraux. Dossier scientifique. Perspectives INRA-Agro (Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Montpellier (AGRO.M), Institut National de la Recherche Agronomique. 15 p.
6. **ANONYME, 2005.** Production et conservation des gains en régions chaudes. CEEMAT. Ministère de la Coopération et Développement. Paris. 529p.
7. **ANURADHA, M. et NARAYANAN, A., 1991.** Promotion of root elongation by phosphorus deficiency. *Plant Soil.* 136: 273-75.
8. **ARVIEU J.C ; BOUVIER O ., 1974** . Les processus chimiques de l'évolution des phosphates en sols calcaires. Bull. Ass. Fr. Et. Sol., 4, 207-225.
9. **BAIZE D., 2000.** Guide des analyses en pédologie, 2e éd., INRA, Paris. 280 p.
10. **BAREA JM, AZCÓN R, AZCÓN-AGUILAR C., 1983.** Interactions between phosphate solubilizing bacteria and VA mycorrhiza to improve plant utilization of rock phosphate in non-acidic soils. 3rd international congress on phosphorus compounds, Brussels, 127–144.
11. **BARRERA 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.

12. **BEAUDIN I., 2008.** Revue de littérature. La mobilité du phosphore Version finale. Ed CRAAQ, 137 p.
13. **BEHL, O., 2003.** Modélisation des systèmes complexes par composition en sous ensembles: Application à la disponibilité du phosphore provenant de phosphates naturels. Thèse de doctorat. Montpellier II. 192 p.
14. **BERGERSEN, F.J., 1994.** Distribution of O₂ Within infected cells of soybean root nodules: a new simulation. *Protoplasma*. 183: 49- 61.
15. **BERNAL, L., COELLO, P. et MARTÍNEZ-BARAJAS, E., 2005.** Possible role played by R1 protein in starch accumulation in bean (*Phaseolus vulgaris*) seedlings under phosphate deficiency *J. Plant Physiol.* 162: 970-976.
16. **BLANCHET R, CROUZET C, STUDER R, CHAUMONT C., 1963** .Première indication sur la dynamique du phosphore dans les sols calcaires de campagne Berrichonne. C.R. Acad. Agr. Fr. (48), 305-317.
17. **BLONDEAU R., 1980.** Fixation Biologique de l'azote atmosphérique. Libraire Vuibert, Paris. 103 p.
18. **BORGET M., 1989.** Les légumineuses vivrières. Ed. Maisonneuve et Larose. Paris. 161p.
19. **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.
20. **BROOKES P. C., POWLSON D. S., JEKINSON D. S., 1984.** Phosphorus in soil microbial biomass. *Soils Soil. Biochem.* 14: 319-329.
21. **BURTON, M., ELKAN, G. 1985.** Multiple antibiotic resistance in *Rhizobium japonicum*. *Appl. Environ. Microbiol.* 37:867-870.
22. **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.
23. **CHEIKH T., 2008.** Bioactivité des extraits de *Calotropis procera* ait. et de *Senna occidentalis* l. sur *Caryedon serratus* (ol.), ravageur des stocks et semences d'arachide au Sénégal. docteur de troisième cycle de chimie et biochimie des produits naturels. l'Université Cheikh Anta Diop de Dakar. 16 p.
24. **CHRISTIANSEN C., EDELVANG K., EMEIS K.-C., GRAF G., J'AHMLICH S., KOZUCH J., LAIMA M., LEIPE T., LOEFFLER A., LUND-HANSEN L. C., MILTNER A., PAZDRO K., PEMPKOWIAK J., SHIM-MIELD G., SHIMMIELD T., SMITH J., WITT G., 2002.** Material transport from the nearshore to the basinal

- environment in the southern Baltic Sea; I: Processes and mass estimates, *J. Mar. Sys.*, 35, 133–150.
25. **CLAVEL D., GAUTREAU J., 1997.** L'arachide. In: L'amélioration des plantes tropicales. Ed. *CIRAD ORESTOM.*, Paris. pp.61-82.
26. **CLEMENT C.R., HABTE M., 1994.** Effect of soil solution phosphorous on seedling growth of the pejibaye palm in an oxisol. Hawaii Institute of Tropical Agriculture and Human Resources Journal. Series 3878. In: *Journal of Plant Nutrition*, 17(4): 639-655.
27. **CLEMENT J.M., 1981.** Larousse agricole. Edition Librairie Larousse. Paris.
28. **CONDRON L. M., GOH L. M., 1989.** Effect of long-term phosphatic fertilizer applications on amounts and forms of phosphorus in soils under irrigated pasture in New Zeland. *Jor of soil science*, 40: 383-385.
29. **DEBBABIE A.H., SHAFCHAK S.D., 2008:** Production des produits du champ. Edition Dar el fekre El Arabie, Egypt. 594 p.
30. **DEMERS I., 2008.** Formes et disponibilité du phosphore de composts utilisés comme amendements de sols agricoles, pour l'obtention du grade de maître des sciences (M. Se.), Laval (Québec), 92 p.
31. **DENARIE J., DEBELLE P., ROSENBERG C., 1992.** Signaling and host range variation in nodulation. *Ann. Rev. Microbiol.* 46, 497-531.
32. **DITA MA, RISPAIL N, PRATS E, RUBIALES D, SINGH KB., 2006.** Biotechnology approaches to overcome biotic and abiotic stress constraints in legumes. *Euphytica* 147:1-24.
33. **DOMMERGUES Y., DUHOUX E., DIEM H.G., 1999.** Les arbres fixateurs de l'azote: caractéristiques fondamentales et role dans l'aménagement des écosystèmes méditerranéens et tropicaux avec référence particulier aux zones subhumides et arides. Ed. CIRAD, Editions Espaces, FAO, IR. Montpellier. France. 499p.
34. **DORE T., LE BAIL M., MARTIN P., NEY B., ROGERESTRADE J., 2006.** L'agronomie aujourd'hui. Ed. Quae. 367 p.
35. **DOWNIE J.A., 1998.** Function of rhizobia nodulation genes. In: Spaink H.P., Kondorosi A., Hooykas P.J.J (Eds): the Rhizobiaceae. pp 387-402.
36. **DOWNIE J.A., 2005.** Legume Haemoglobins: Symbiotic Nitrogen Fixation Needs Bloody Nodules. *Current Biology*. 15: 196-198.
37. **DREVON, J.J. AND U.A. HARTWIG., 1997.** Phosphorous deficiency increases the argon induced decline of nodule nitrogenase activity in soybean and alfalfa. *Planta*, 201: 463-469.

38. **DROUET TH., 2010.** Pédologie, BING-F-302. Ed. Lagev, 140 p.
39. **ELMERICH C., 1997.** Nitrogénase: aspect biochimiques, moléculaires et génétiques. In: Morot-Gaudry J.F. (Ed): assimilation de l'azote chez les plant. Ed. INRA. Paris. pp 163-177.
40. **EUZEBY 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.
41. **FAGHIRE M, BARGAZ A, FARISSI M, PALMA F, MANDRI B, LLUCH C, TEJERA GARCÍA NA, HERRERA-CERVERA JA, OUFDUO 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.
42. **FAO.STAT,2009**, <http://faostat.fao.org/DesktopDefault.aspx?PageID=291etlang=fr>.
43. **FAO.STAT.2015.**La production agricole groupe II. Site Web de la FAO :<http://faostat.fao.org>.
44. **FARDEAU J. C., 1991.** Contribution à l'étude d'utilisation des phosphates naturels dans la fertilisation phosphatée d'un sol saharien, 11 p.
45. **FARDEAU J.C, CHABOUIS C, HETIER J.H., (1977)** : Méthodes des cinétiques de dilution isotopique des ions PO₄ et K : application à l'analyse des modifications de fertilité dans les essais de très longue durée. *Bull. Ass. Fr. Et. Sol.* 2, 111-122.
46. **FARDEAU, J.C., 1992.** La fertilité des sols et son entretien. *Agriculture-Environnement-Qualité. Fertilité des sols.* 51-73.
47. **FERRUGIA A., (2001)** : Détermination de la valeur azotée d'effluents Agro-industriels et urbains, conditions de l'expression de la minéralisation de l'azote organique dans des émissions d'ammoniac gazeux, Mémoire de fin d'études, Ecole Supérieure d'Agriculture de Purpan.
48. **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.
49. **FROSSARD E., JULIEN P., NEYROUD J. A., SINAJ S., 2004.** Le phosphore dans les sols. Etat de la situation en Suisse. Cahier de l'environnement n° 368. Office fédéral de l'environnement, des forêts et du paysage, Berne. 180 p.
50. **GACHON L., (1972)** : Fractionnement du phosphore labile en relation avec le type de sol. *Ann. Agro.* 23 (4), 429-444.

51. **GACHON L., (1973)** : vieillissement de divers engrais phosphatés en relation avec le type du sol, étudié par la méthode de chang et jackson. *Ann. Agro.* 24 (5), 585-613.
52. **GACHON L., 1988.** Le phosphore et le potassium dans les relations sol-plant en conséquence sur la fertilisation. *Inst. nat. rech. agr., Paris.*
53. **GAGE D.J., 2004.** Infection and invasion of roots by symbiotic: nitrogen-fixing rhizobia during nodulation of temperate legumes. *Microbiology and Molecular Biology Reviews.* 68: 280-300.
54. **GERVY R., 1970.** Les phosphates et l'agriculture. Ed. Dunod. Paris. 298 p.
55. **GILLIER. P., 1969** . L'arachide, Maisonneuve et Larose. Agroalimentaires, Ecole Polytechnique Fédérale Lausanne, Paris, 2000. *Journal of Clinical Nutrition* 9: S28 – S32.
56. **GLICK, B.R., 1995.** The enhancement of plant growth by free-living bacteria. *Can. J. Microbiol.* 41: 109-117.
57. **GRAHAM P.H., 2007.** Ecology of the root- nodule bactéria of legumen. In: Dilworth M.J. (Ed): *Leguminous nitrogen-fixing symbioses.* Ed. Springer. Dordrecht. 7: 23-58.
58. **GRAHAM P.H., 2008.** Ecologie of the root-nodule bactéria of legumes. In: Dilworth M.J, James E.K., Sprent J.,L., Newton W.E.(Eds): *Nitrogen-fixing leguminous symbioses.* Springer, 23-43.
59. **GUNAWARDENA, S.F.B.N., DANSO, S.K.A. et ZAPATA, F., 1992.** Phosphorus requirement and nitrogen accumulation by three mung bean (*Vigna radiata*(L.) Welzek) cultivars, *Plant Soil.* 147:267-274.
60. **GUPTA, A., M. GOPAL, and K.V. TILAK ., 2000.** Mechanism of plant growth promotion by rhizobacteria . *Indian J Exp Biol* 38:856–862.
61. **HAMMOND, J.P., BROADLEY, M.R. et WHITE, P.J., 2004.** Genetic responses to phosphorus deficiency. *Ann Bot* (Lond). 94: 323-332.
62. **HARRISON A.F., 1987.** Soil organic phosphorus: a review of world littérature. CAB International, Wallingford. 257 p.
63. **HELLER R., ESNAULT R., LANCE C., 2000.** *Physiologie végétale : Développement.* Ed. Dunod. Paris. 580p.
64. **HELLSTEN, A. et HUSS-DANELL, K., 2001.** Interaction effects of nitrogen and phosphorus onnodulation in red clover (*Trifolium pratense*L.). *Acta Agriculturae Scandinavica* 50:135-142.
65. **HENINTSOA M., 2011.** Disponibilité du phosphore et productivité agricole sous système de culture à rotation biennale voandzou-riz pluvial et système de culture pluviale continue

- de riz. Cas d'un sol ferrallitique de « tanety » sis à Laniera. Mémoire de fin d'études en vue d'obtenir le Diplôme d'Ingénieur Agronome de l'Ecole Supérieure des Sciences Agronomiques. Spécialisation Agriculture. 87p.
66. **HERNA'NDEZ G., RAMI'REZ M, VALDE'S-LO'PEZ O., TESFAYE M., GRAHAM M.A., CZECHOWSKI T.,SCHLERETH A ., WANDREY M., ERBAN A., CHEUNG F., et al.,2007.** Phosphorus stress in common bean: root transcript and metabolic responses.*Plant Physiol.*144,752-767.
67. **HINSINGER P., 2001.** Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. *Plant and Soil*, 237: 173-195.
68. **HINSINGER P., PLASSARD C., TANG C., JAILLARD B., 2003.**Origine of root-mediated pH change in the rhizosphere and their responses to environnemental constraints – a review. *Plant soil*, 248 , 43-59.
69. **HIRSH M.M. LUM M.R., DOWNIE J.A., 2001.** What makes the rhizobia. Legume symbiosis so special?. *Plant Physiol.* 127: 1-9.
70. **HOUNTIN J. A., 1996.** Capacité d'adsorption du phosphore et distribution des éléments C,N et P dans un sol agricole traité avec du lisier de porc pendant 14 ans. Thèse pour l'obtention du grade de Philosophie Doctorat en sci de l'eau et de L'envir, NRS-EAU,Québec (CANADA), 166 p.
71. **HUBERT P., 2000.**(ING. D'Agronomie); Fiche technique d'agriculture special
72. **IBRA FALL., 1988.** L'arachide, grand prix du président de la république pour les sciences et les technologies, 300 pages.
73. **ISRAËL, D.W., 1987.** Investigation of the role of phosphorus in symbiotic dinitrogen fixation. *Plant. Physiol.* 84: 835-840.
74. **JAKOBSEN, I., 1985.** The role of phosphorus in nitrogen fixation by young pea plants (*Pisum sativum*).*Physiol. Plant.* 64: 190-196 .
75. **JEDER H., AKRIMI M., ZOUAGHI M., DE LAYUDIE P., GILLIS M., ZAAFOURI M.S., 2003.** Diversité des rhizobia associés aux légumineuses pastorales des régions arides de la Tunisie. In: Drevon J.J. et Sifi B. (Eds): Fixation symbiotique de l'azote et développement durable dans le Bassin méditerranéen. INRA. Paris. Les colloques n°100. 163-172.
76. **JEMO M., ABAIDOO R. C., NOLTE C., TCHIENKOUA M., SANGINGA N., HORST W. J., 2006.** Phosphorus benefits from grain-legume crops to subsequent maize grown on acid soils of southern Cameroon *Plant Soil.* 284, pp 385-397.

77. **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.
78. **JORDAN,D.1984.** Rhizobiaceae in bergey's manual of systematic bacteriology. N. R. Krieg, and J.G. Holt(ed), Williams and Wilkins Co,Baltimore, Md, p.234-242.
79. **KHAN, M. S ., A. ZAIDI., et M. JAVED., 2009.** Microbial Strategies for Crop Improvement. pp: 1-371. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
80. **KOUAS, S., ALKAMA, N., ABDELLY, C. ET DREVON, J.J., 2008.** Proton release by nodulated roots varies among common bean genotypes (*Phaseolus vulgaris*) under phosphorus deficiency. *Plant Nutri and Soil Sci.* 171, 242-248
81. **KRAIMAT M., 2012.** Caractérisation de la variabilité génétique associée à la fixation symbiotique d'azote et à la biodisponibilité du phosphore chez l'arachide (*Arachis hypogaea* L.). Mémoire Magister, Ecole Nationale Supérieure Agronomique (ENSA), EL-Harrach, Alger, 101 p.
82. **KRAPOVICKAS, A., and W. GREGORY., 1994 .**Taxonomía del género *Arachis* (Leguminosae). *Bonplandia* 8: 1-186.
83. **KRICHNAN H.B. ET BANNETT J.O., 2007.** Rhizobia that are important for nodulation. In: Gnamanickam S.S. (Ed): *Plant-Associated Bacteria.* Springer. pp 25-75.
84. **KUHAD R. C, GUPTA R and Singh A., 2011.** Microbial cellulases and their industrial applications. SAGE-Hindawi Access to Research. *Enzyme Research.* Article ID280696,10p.
85. **KUYKENDALL L. D., SAXENA B.,DEVINE T.E., UDELL S.E., 1992.** Genetic diversity in *Bradyrhizobium japonicum* Jordan 1982 and a proposal for *Bradyrhizobium elkanii* sp Nov. *Can. J. Microbiol.*38: 501-505.
86. **LAGUERRE G., VAN BERKUM P., AMARGER N., PREVOST D., 1997.** Genetic diversity of rhizobial symbionts isolated from legume species with in the genera *Astragalus*, *Oxytropis*, and *Onobrychis.**Appl. Environ. Microbiol.*63:4748-4758.
87. **LAMBERT J.C., 1979.** La fertilisation phosphatée. revue cultivars. n° 115, pp : 96 97.
88. **LAZALI M., 2009.** Etude de la symbiose à Rhizobium chez l'arachide (*Arachis hypogaea*) cultivée sous contrainte hydrique : aspects morphi-physiologiques er agronomiques. Magister en Biotechnologies végétales.INA,EL-Harrach, Alger. p 28.
89. **M.A.D.R.2003-2013.**Statistique série B. Ministère de l'agriculture et du développement rural.
90. **M.A.D.R.2013.**Statistique série B. Ministère de l'agriculture et du développement rural.

91. **MACHIEIX J.J., FLEURIET A., JAY-ALLEMAND C., 2005.** Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaire d'importance économique. Ed. PPUP presses. 192p.
92. **MADIGAN M ET MARTINKO., 2007.** Biologie des micro-organismes. Ed. Pearson. Paris. 1047p.
93. **MAIDAK , E., WOOD, D., 1994.** Response of chickpea and soybean rhizobia to salt: osmotic and specific ions effects of salts. *Soil.Boil.Biochem.*21,889-895.
94. **MARSCHNER H., 1995.** Mineral nutrition of higher plants. Academic Press, London.
95. **MARSCHNER P., CROWLEY D., RENGEL Z., 2010.** Interactions between rhizosphere microorganisms and plants governing iron and phosphorus availability. 19th World Congress of Soil Science, Soil Solutions for a Changing World, 1-6 August 2010, Brisbane, Australia. pp 52-55.
96. **MATHIEU C, PIELTAIN F, JANROY E, MARCOVECCHIO F, SERVAIN F et SOUCHEYRE H., 2003.** Analyse chimique des sols. 11 rue Lavoisier 75008 paris.
97. **MAYEUX . A . H 2001:** Atelier de formation échange- Dossier, techniques sur les norms.
98. **MELLOR, R.B. et WERNER, D., 1987.** Peri bacteroid membrane biogenesis in matur legume root nodule. *Symbiosis.* 3: 75-100.
99. **MILLER, K.J., SHON, B.C., GORE, R.S. et HUNT, W.P., 1990.** The phospholipid composition of *Bradyrhizobium spp.* *Crrrent Microbiol.* 21: 2052-210.
100. **MOREL R., 1996.** Les sols cultivés. Lavoisier, deuxième édition. 378 pages.
101. **MOUSAIN D., MATUMOTO-PINTRO P., QUIQUAMPOIX H., 1997.** Le rôle des mycorhizes dans la nutrition phosphatée des arbres forestiers. *Revue Forestière Française* 49, n° Spécial: 67-81.
102. **MULLEN, M.D., ISRAEL, D.W. ET WLLUM, A.G. 1988.** Effects of *Bradyrhizobium japonicum* and sobean (*glycine max* L.) phosphorus nutrition on nodulation and dinitrigen fixation. *Appl. Env. Microbiol.* 54, 2387-2392.
103. **MYLONA P ., PAWLOWSKI K ., BISSELING T.,1995.**Symbiotic nitrogen fixation *plant Cel.*7,869-885.
104. **NEUMANN, G. et MARTINOLA, E., 2002.** Cluster roots - an underground adaptation for survival in extreme environments. *Trends in Plant Science.* 7: 162-167.
105. **NOVELLO C., SANTAMARIA C., 2005.** L'allergie alimentaire. Thèse magister. Université Paris XII – Val de Marne. Paris. 32 p.

106. **O' HARA, G.W., N. BORNKERED AND H.J. DILWORDI., 1988.** Mineral constraints to N₂ fixation. *Plant*.
107. **ODATON M., 1992.** Généralités sur la symbiose fixatrice de l'azote rhizobium-légumineuses. In: Neyra M (Ed): Fichier technique de la fixation symbiotique de l'azote légumineuse/ rhizobium. Ed. FAO-Rome. pp 7-12.
108. **PANAGIOTA M., KUTHARIMA P., BISSELING T., 1995.** Symbiotic Nitrogen fixation. *The Plant cell*. 7: 869-885.
109. **PARINISKE M., 2000.** Intracellular accommodation of microbes by plants: A common developmental program for symbiosis and disease?. *Curr. Opin. Plant. Biol.* 3: 320-328.
110. **PATRICK R., 2008.** Guide technique pour une utilisation énergétique des huiles végétales .Coordonnateur. Brasília : Cirad. 288 p.
111. **PEREDA CAMPOS M.V., 2008.** Contribution à l'étude des transporteurs de phosphate de la famille PHT1 chez le Peuplier (*Populus trichocarpa* Torr. & Gray) et le champignon ectomycorhizien *Laccaria bicolor* (Maire) P. D. Orton. Thèse de Doctorat. Université Henri Poincaré, Nancy I. Spécialité : Biologie Végétale et Forestière. 140 p.
112. **PERRY J.J., STALEY J.J., LORY S., 2004.** Microbiologie : Cours et questions de révision. Ed. Dunod. Paris. 891p.
113. **PIERZYNSKYG. M., SIMS J.T., VANCE G.F., 2000.** Soils and environmental quality. 2nd ED, CRC. Pres. Newyork. 459 p.
114. **PRIYA P., SAHI S.V., 2009.** Influence of phosphorus nutrition on growth and metabolism of Duo grass (*Duo festulolium*). *Plant Physiology and Biochemistry*, 47: 31–36.
115. **RAGHOTHAMA KG., 1999.** Phosphate acquisition. *Ann Rev Plant Physiol Plant Mol Biol* 50:665-693.
116. **RAGHOTHAMA, K., KARTHIKEYAN, A., 2005.** Phosphate acquisition. *Plant and Soil* 274: 37-49.
117. **RAKOTOARIMANANA S R., 2010.** Contribution à l'amélioration de la comestibilité de l'huile d'arachide artisanale par raffinage. Mémoire d'Ingénieur en Génie Chimique. Université d'Antananarivo. 110 P.
118. **RAMOS J ET BISSELING T., 2004.** Symbiotic nitrogen fixation. In: Amancio S., Stulen (Eds). Nitrogen Acquisition and Assimilation in Higher Plants. *Journal of Plant Physiology*. 161: 1189-1202.

119. **RAO I.M., BARRIOS E., AMÉZQUITA E., FRIESEN D.K., THOMAS R., OBERSON A., SINGH B.R., 2004.** Soil Phosphorus Dynamics, Acquisition and Cycling in Crop-Pasture-Fallow Systems in Low Fertility Tropical Soils: a Review from Latin America. ACIAR proceedings. n°114.
120. **RAZI S., 2006.** Etude expérimentale de l'influence du gypsesur la dynamique du phosphore dans le sol et sacinétiq ue d'absorption par le Ray-grass. Thèse. MAG. AGR. Batna: 3-36 p.
121. **RENGEL Z., 2008.** Bioavailability of Phosphorus and Micronutrients in the Soil-Plant-Microbe Continuum. Keynote papers. Fifth International Symposium ISMOM 2008- November 24th - 28th, 2008, Pucón, Chile. 8 p.
122. **RFAKI A , NASSIRI L and IBIJBIJEN J., 2014.** Genetic diversity and phosphate solubilizing ability of *Triticum aestivum* rhizobacteria isolated from Meknes region, Morocco. *African journal of Microbiologie Rech* .Vol 8(19),pp.1931-1938.
123. **RIBET, J. et DREVON, J.J., 1995.** Phosphorus deficiency increases the acetylene-induced decline in nitrogenase activity in soybean (*Glycine max* L. Merr.). *J. Exp. Bot.* 46: 1479-1486.
124. **RICHARDSON A.E., HOCKING P.J., SIMPSON R.J., GEORGE T.S., 2009.** Plant mechanisms to optimise access to soil phosphorus. CSIRO Publishing. *Crop and Pasture Science*, 60: 124-143.
125. **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.
126. **ROBSON, A.D., O'HARA, G.W. ET ABBOTT, L.K., 1981.** Involvement of phosphorus in nitrogen fixation by subterranean clover (*Trifolium subterraneum* L.), *Aust. J. Plant Physiol.*8, 427-436.
127. **RYCHTER, A.M. et RANDALL, D.D., 1994.** The effect of phosphate deficiency on carbohydrates metabolism in bean roots. *Physiologia plantarum.* 91: 383-388.
128. **SADOWSKY, M.J., 2005.** Soil stress factors influencing symbiotic nitrogen fixation, In: D. Werner and W.E. Newton (eds.) *Nitrogen Fixation Research in Agriculture, Forestry, Ecology, and the Environment*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 89–102.
129. **SÁNCHEZ CHÁVEZ E., MUÑOZ E., ANCHONDO Á., RUIZ J.M., ROMERO L., 2009.** Nitrogen impact on nutritional status of Phosphorus and its main bioindicator:

- response in the roots and leaves of green bean plants. *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 15(2): 177-182.
130. **SANCHEZ-CALDERON, L., CHACON-LOPEZ, A., PEREZ-TORRES, C.-A., HERRERA-ESTRELLA, L., 2010.** Phosphorus: plant strategies to cope with its scarcity, In: Hell, R., Mendel, R.-R. (Eds.), *Cell Biology of Metals and Nutrients*, Heidelberg, germany, pp. 173-198 p.
131. **SCHEINER J.D., 2005.** Spéciation du Carbone, de l'Azote et du Phosphore de différentes boues de stations d'épuration au cours de leurs incubations contrôlées dans deux types de sol. Thèse de Doctorat. Institut National Polytechnique de Toulouse. 218 p.
132. **SCHILLING R.,DIMANCHE P.,GRAMBADE P.,GAUTREAU J., 1997.**L'arachide en Afrique tropicale. Ed. Masson et Larousse,Paris.171 p.
133. **SCHILLING, R., 1996.** L'Arachide en Afrique tropicale. Collection: Le technicien d'agriculture tropicale. Editions : Maisonneuve et Larousse. 171 p. p 15-30 et 142-146.
134. **SCHULZE, J. et DREVON, J.J., 2005.** P-deficiency increases the O₂ uptake per N₂ reduced in alfalfa. *J. Exp. Bot.* 56: 1779-1784.
135. **SEGOVIA,M., WOOD,J., 1991.** Use of congo red-polysaccharide interactions in enumeration and characterization of cellulolytic bacteria from bovine rumen.*Appl.Environ.Microbiol.*43:777-780.
136. **SINGLETON, P.W., ABDEL-MAJID, H.M. et TAWARES, J.W., 1985.** Effect of phosphorus on the effectiveness of strains of *Rhizobium japonicum*. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 49: 613-616.
137. **SMARTT, J., AND H.T. STALKER., 1982.** Speciation and cytogenetics in Arachis. *Peanut science and technology* 21– 49.
138. **SOMERS E, J. VANDERLEYDEN et M. SRINIVASAN., 2004.** Rhizosphere bacterial signalling: a love parade beneath our feet. *Crit. Rev. Microbiol.* **304**:205–240.
139. **SOUDI. B, J.C. MULLER ET J. DECROUX ., 1995 .** Mise en place des réseaux de suivi de la nappe phréatique et de la qualité des sols et des eaux du périmètre de Tadla Rapport M.R.T n° 608-0213-3-20014.
140. **STADE-MILLER, S., LIU, J., ALLAN, DL., MENHUBER, CJ., FEDOROVA, M. ET VANCE, CP., 2001.** Molecular control of acid phosphatase secretion into the rhizosphere of proteoid.

141. **STALKER, H.T., AND C.E. SIMPSON., 1995.** Germplasm resources in Arachis. In Advances in peanut science. Patte HE and Stalker HT, eds. Stillwater, Oklahoma, USA: American Peanut Research and Education Society. Inc.
142. **STERNER J.P., PARKER M. A., 1999.** Diversity and relations ships of *Bradyrhizobia* from *Amphicarpaea bracteata* based on partial nod and ribosomal sequences. *Syst. Appl. Microbiol.* 22: 387-392.
143. **STROIA C., 2007.** Etude de fonctionnement de l'écosystème prairial en conditions de nutrition N et P sub limitantes. Application au diagnostic de nutrition. Thèse de Doctorat. Institut National Polytechnique de Toulouse, Université de Sciences Agricoles et Médecine Vétérinaire de Banat Timișoara. Spécialité : Fonctionnement des Ecosystèmes et Agrosystèmes. 256 p.
144. **SULLIVAN,J.,SOUPE,E.,AURIAC,M.,BILLY,F.,VASSE,J.,BOISTARD,P.,TRUCH ET,G., 1991.**Saprophytic intracellular rhizobia in alfalfa nodules. *Mol Plant-Microbe Interact* 13:1204-1213.
145. **TANG, C., HINSINGER, P., JAILLARD, B., RENGEL, Z. et DREVON, JJ., 2001.** Effect of phosphorus deficiency on the growth, symbiotic N₂ fixation and proton release by two bean(*Phaseolus vulgaris*) genotypes. *Agronomie.* 21: 683-689.
146. **TARAFDAR J.C., CLAASSEN N., 2004.** Adsorption behaviors of inorganic and organic sources of phosphorus in soils. *Agrochemica, (VXLVIII)* 12: 42-49.
147. **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.
148. **TELLAH S ., 2016.** Etude des mécanismes agrophysiologiques, morphologiques et moléculaires impliqués dans la tolérance au stress hydrique chez quelques populations locales d'arachide (*Arachis hypogaea* L.).Thèse de Doctorat. Ecole Nationale Supérieure Agronomique.p 11,23.
149. **TILIOUINE W., 2008.** Etude de la symbiose à Rhizobium chez l'Arachide (*Arachis hypogaea* L.) Aspects microbiologiques, physiologiques, et agronomiques.Thèse de Magister en sciences agronomiques .I N A-El-Harrach-Alger.10p.
150. **TRINCHANT J.C., DREVON J.J., RIGAUD. J., 1998.** Fixation symbiotique de l'azote. In: Morot-Gaudry (Ed): assimilation de l'azote chez les plantes; aspect physiologique, biochimique et moléculaire. Eds. Quae, INRA. pp 133-145.

151. **TSVETKOVA, G.E. AND G.I. GEORGIEV., 2003.** Effects of phosphorous nutrition on the nodulation, nitrogen fixation and nutrient use efficiency of *Bradyrhizobium japonicum* soybean (*Glycine max* L. Merr.) symbiosis. *Plant Physiol.*, (Special Issue), pp: 331-335.
152. **TURNER B.L., 2008.** Resource partitioning for soil phosphorus: a hypothesis. *Journal of Ecology*, 96: 698-702.
153. **URTZ B. E., ELKAN G.H., 1996.** Genetic diversity among *Bradyrhizobium* isolates that effectively nodulate peanut (*Arachis hypogaea*). *Can. J. Microbiol.*42: 1121-1130.
154. **VADEZ V.,1996.** Variabilité génétique de la fixation d'azote sous carence en phosphore chez le haricot: relations avec l'efficacité d'utilisation du P et la perméabilité nodulaire à l'oxygène. *PhD thesis*, Montpellier 150 pp.
155. **VADEZ, V., RODIER, F., PAYRE, H. et DREVON, J.J., 1996.** Nodule conductance to O₂ and nitrogenase-linked respiration in bean genotypes varying in the tolerance of N₂ fixation to P deficiency, *Plant Physiol Biochem* 34: 871-878.
156. **VALLS, J.F.M. AND C.E. SIMPSON., 2005.** New species of *Arachis* from Brazil, Paraguay, and Bolivia. *Bonplandia* 14:1&2. 35-64
157. **VANCE C. P., 2001.** Symbiotic Nitrogen Fixation and Phosphorus Acquisition. *Plant Nutrition in a World of Declining Renewable Resources Plant Physiology: 127*, pp. 390-397.
158. **VANDEN BOSSCHE H., 1999.** Devenir du phosphore apporté sur les sols et risques decontamination des eaux de surface .Cas des boues de stations d'épuration .thèse doctorat,université Rennes I, 294 p.
159. **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 acidtolerant endosymbiont that nodulates endemic genistoid legumes (*Papilionoideae: Genisteeae*) 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.
160. **WANI S.P., RUPELA O.P., LEC K.K., 1995.** Sustainable agriculture in the semi-arid tropic through biological nitrogen fixation in grain legumes. *Plant and Soil* 174, 29-49.
161. **WANK, M., CIERESZKO, I., PODBIELKOWSKA, M. ET RYCHTER, AM., 1998.** response to phosphate deficiency in bean (*Phaesolus vulgaris* L.) roots. Respiratory metabolism, sugarlocalisation and change in ultra structur of bean roots cells. *Annals of botany.* 82,809-819.

162. **WERNER D., 2007.** Molecular biology and ecology of the rhizobia. Legume Symbiosis. In: Pinton R., Varanini Z., Nannipieri P (Eds) the rhizosphere: biochemistry and organic substances at the soil-plant interface. CRC Press. pp 237-259.
163. **WERNER,G.H.,TAM,Z.Y.,ZHU,M.E.,WANG,E.T.,HAN,S.Z.,etCHEM,W.X., 1992.** Characterization of rhizobia isolated from legume species within the genera Astragalus and Lespedeza grown in the Loess Plateau of China and description of *Rhizobium loessense* sp.nov.,*Int.J.Syst.Evol.Microbiol.*,53(5):1575-1583.
164. **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.
165. **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.
166. **ZOLLER. I, (1994):** Non-ionic surfactants in reused water: are active sludge/soil aquifer treatments sufficient. *Wat. Res.* 28 (7), pp: 1625-1629.

Annexes

Annexe 1: Méthode d'analyse des paramètre au laboratoire

Annexe.1.1.Dosage du phosphore assimilable (méthode Joret –Hébert)

Mode opératoire :

- Peser 4 g de sol sec tamisé à 2 mm et verser dans un bécher de 50 ml .
- Ajouter 100 ml de la solution d'extraction d'oxalate d'ammonium.
- Sans attendre, agiter durant 2 h, à l'agitateur mélangeur rotatif .
- Filtrer dans une fiole de 100 ml.
- Effectuer un témoin dans les memes conditions, sans échantillon de sol.
- Dans des tubes à essai, introduire à la pipette de precision 1 ml:

*du filtrat après extraction

*du filtrat du témoin

*des solutions étalons de phosphore

- Dans chaque tube, ajouter en une seule fois avec une pipette graduée 9 ml de réactif de coloration, homogénéiser.
- Chauffer dans un bain d'eau chaude pendant 30 min à 75°C.
- Refroidir aussitot à 20 °C ± 5 °C.
- En prenant le témoin comme référence, ajuster à 0.00 l'absorbance du spectrophotomètre réglé à 825 nm.
- Mesurer l'absorbance au spectrophotomètre à 825 nm pour les solutions étalons et les échantillons

Mesure:

$$P(\mu g. g^{-1}) = \frac{C \times V}{S} = 25 C$$

Avec:

C: microgrammes de phosphore déterminés sur la courbe d'étalonnage ($\mu g. ml^{-1}$).

V: volume d'extraction en ml (100 ml).

S: poids de la prise de terre en g (4 g).

Annexe 1.2. Dosage du Calcium échangeable

La méthode proposé par MATHIEU et PIELTHAIN (2003) est de :

1.Saturation :

- Peser 20 g de sol séché dans un bécher de 250 ml.
- Ajouter 50 ml de la solution d'acétate d'ammonium.
- Agiter immédiatement avec une baguette et laisser reposer toute une nuit (en ayant soin de la couvrir).
- Filtrer la solution dans des fioles jaugées de 100 ml.
- Ajouter 25 ml de la solution d'acétate d'ammonium au reste du sol.
- Filtrer à nouveau et ajuster au volume de 100 ml.

2.Dosage par complexométrie:

- 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 memes conditions qu'avec la prise d'essai d'échantillon.

Mesure :

Calcul Ca en mé.100 g⁻¹.

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

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 ml).

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

N: Concentration de l'EDTA (0.01).

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

Annexe .1.3 . Dosage de l'azote nitrique

Mode opératoire:

- Peser 10 g de sol frais.
- Ajouter 20 ml de solution de sulfate de potassium.
- Sans attendre, agiter durant 30 minute ,à l'agitateur mélangeur rotatif.
- Filtrer et conserve le filtrat.
- Dans des tubes à essai, introduire à la pipette de precision 0.5 ml de chaque standard de la gamme étalon et de chaque échantillon .
- Ajouter 1 ml de la solution d'acide salicylique et agiter immédiatement et laisser reposer 30 minutes.
- Ajouter 10 ml de solution d'hydroxyde de sodium, agiter et laisser pendant 1 heure.
- Mesurer au spectrophotomètre réglé à 410 nm.

Mesure:

Calcul $N-NO_3^-$ en $\mu g \cdot ml^{-1}$:

$$N - NO_3^- \mu g \cdot g^{-1} = \frac{G \times V}{S} = 2GN - NO_3^-$$

G: $N-NO_3^-$ en $\mu g \cdot ml^{-1}$.

V: Volume d'extraction (20 ml).

S: Poids de la prise de terre en g (10g) (tenir compte de l'humidité de la prise de sol

Annexe 2: Analyse statistique

Annexe .2 . 1 .Analyse de la variance du pH du sol rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,0484	0,0121	0,1768	0,9479
Phosphore	2	2,3243	1,1622	16,9624	< 0,0001
Inoculation	1	0,0195	0,0195	0,2844	0,5994

Annexe . 2. 2. Analyse de la variance du pH du sol non rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,1323	0,0331	0,4076	0,8011
Phosphore	2	2,0640	1,0320	12,7128	0,0002
Inoculation	1	0,0638	0,0638	0,7859	0,3854

Annexe .2 . 3 . Analyse de la variance du phosphore du sol rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	148,4078	37,1019	2,0099	0,1299
Phosphore	2	199,0376	99,5188	5,3911	0,0129
Inoculation	1	36,8839	36,8839	1,9981	0,1722

Annexe . 2 . 4 . Analyse de la variance du phosphore du sol non rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	24,8014	6,2003	0,6881	0,6082
Phosphore	2	689,1201	344,5601	38,2390	< 0,0001
Inoculation	1	1,6992	1,6992	0,1886	0,6685

Annexe . 2 . 5 . Analyse de la variance du nitrate du sol rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,0045	0,0011	0,2792	0,8881
Phosphore	2	0,0049	0,0024	0,6012	0,5573
Inoculation	1	0,0135	0,0135	3,3344	0,0821

Annexe . 2 . 6 . Analyse de la variance du nitrate du sol non rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,0131	0,0033	1,0275	0,4161
Phosphore	2	0,0062	0,0031	0,9737	0,3941
Inoculation	1	0,0003	0,0003	0,0935	0,7628

Annexe . 2 . 7 . Analyse de la variance du calcium échangeable du sol rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,9077	0,2269	1,6074	0,2208
Phosphore	2	0,5277	0,2639	1,8691	0,1864
Inoculation	1	0,0004	0,0004	0,0025	0,9608

Annexe . 2 . 8 . Analyse de la variance du calcium échangeable du sol non rhizosphérique

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Génotype	4	0,1320	0,0330	0,2464	0,9076
Phosphore	2	0,6418	0,3209	2,3959	0,1230
Inoculation	1	0,6333	0,6333	4,7283	0,0450

Annexe 3 : De test de Fisher (LSD)

Annexe . 3 . 1 . pH du sol rhizosphérique

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
TSP	9,4230	A		
CaP	9,0082		B	
D	8,7470			C

Annexe . 3 . 2 . pH du sol non rhizosphérique

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
TSP	9,4290	A	
CaP	8,8765		B
D	8,8640		B

Annexe . 3 . 3 . Phosphore du sol rhizosphérique

Génotype / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
Sebseb	12,0372	A	
EL-Frine	9,7714	A	B
EL-Oued	9,6306	A	B
Adrar	7,5473	A	B
Mansoura	5,4415		B

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
TSP	12,3922	A	
CaP	7,9371		B
D	6,3274		B

Annexe . 3 . 4 . Phosphore du sol non rhizosphérique

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
TSP	12,6519	A	
CaP	2,4028		B
D	2,3356		B

Annexe . 3 . 5. Nitrate du sol rhizosphérique

Génotype / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
Mansoura	0,1547	A
EL-Frine	0,1510	A
EL-Oued	0,1498	A
Sebseb	0,1341	A
Adrar	0,1236	A

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
D	0,1564	A
CaP	0,1454	A
TSP	0,1261	A

Inoculation / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
NS	0,1643	A
S	0,1209	A

Annexe . 3 . 6 . Nitrate du sol non rhizosphérique

Génotype / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
EL-Oued	0,1542	A
Adrar	0,1327	A
EL-Frine	0,1201	A
Mansoura	0,1000	A
Sebseb	0,0985	A

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
TSP	0,1400	A
D	0,1189	A
CaP	0,1044	A

Annexe .3 . 7 . Calcium échangeable du sol rhizosphérique

Génotype / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
Mansoura	1,1625	A	
EL-Frine	0,9751	A	B
Sebseb	0,9725	A	B
EL-Oued	0,7625	A	B
Adrar	0,6225		B

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
CaP	1,0657	A
D	0,9400	A
TSP	0,6913	A

Inoculation / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
NS	0,9033	A
S	0,8946	A

Annexe . 3. 8 . Calcium du sol non rhizosphérique

Phosphore / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
D	0,8350	A	
CaP	0,5557	A	B
TSP	0,4464		B

Inoculation / Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes	
NS	0,7967	A	
S	0,4281		B