

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Djilali Bounaama - Khemis Miliana

Faculté : des Sciences de la Nature et de la vie et des Sciences de la terre

Sciences Agronomiques

Biotechnologie des Symbioses Végétales



Mémoire de fin d'étude

En vue de l'obtention du diplôme de Master en

Thème

**Sélection des génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.)
Tolérants à la déficience en phosphore.**

Présenté par :

DJENADI Mahdi

ZENINI Meryem

Soutenu le 06/07/2017, devant le jury composé de :

Président	M. BOUSALHIH Brahim.	MCA	U. Khemis Miliana
Promoteur	M. LAZALI Mohamed	MCA	U. Khemis Miliana
Examineur	M. AROUS Ali	MAA	U. Khemis Miliana
Invité	M. NASSIM KELLAS	Directeur ITGC KHEMIS Miliana	

Année universitaire : 2016/2017

Dédicace

Je dédie ce travail à :

A mes parents pour les efforts et les sacrifices faits pour que je puisse réaliser ce travail.

Je souhaite une longue et heureuse vie pleine de bonheur.

A tous mes chers frères : Mohamed, Azzeddine et mes sœurs.

A toute ma famille.

A mon binôme Meryem et sa famille.

A tous mes amis et mes camarades, surtout Abd el Fatah.

A tous ce que j'ai oubliés.

Mahdi

Dédicaces

*Avec l'aide d'Allah le tout puissant, j'ai pu achever ce
modeste travail que je dédie :*

*A Mes agréables parents, les personnes les plus proches à
Moi, qui m'ai encouragé pour arriver à ce stade là*

A ma chère sœur karima

A mes chers frères et leurs femmes

A toutes la famille Zenini

A mon binôme Mahdi et sa famille

A tous mes enseignants

*A tous mes amis et mes collègues surtout : Fethiya, Yasmina,
Nawel, Fatima, Amina, Khalida, Hassiba , Zahra, Nada,
Naima et Zola. .*

*A Toutes les personnes qui m'ont aidé à établir ce projet et qui
m'ont tenu La main et m'ont soutenu.*

Meryem

Remerciement

Avant tout, nous remercions ALLAH tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage, les moyens afin de pouvoir accomplir ce travail.

Avant de présenter cette mémoire :

Nous remercions notre promoteur Monsieur Dr **LAZALI Mohamed**. Pour proposition ce sujet de thèse passionnant et avoir dirigé notre travail, nous tiens vivement à lui exprimer nos) profonde reconnaissance et gratitude pour sa disponibilité, sa patience, sa compréhension, ses qualités humaines et ses intérêts portés pour notre sujet de recherche.

Nous exprimons nos profondes reconnaissances à Monsieur Dr **Boussalhih Brahim**. qui nous honoré de présider le jury.

Nous remercions vivement Monsieur le enseignant **AROUS Ali** Et Monsieur le Professeur **HADDAD Benalia** , de nos avoir fait l'honneur de juger ce travail.

À Monsieur **Kellas NASSIM** le directeur de l'Institut Technique des Grandes Cultures de KHEMIS MILIANA de nos avoir permis de suivre un essai de pépinière d'observation au sein de cette institution expérimentale ainsi que toute l'équipe qui y travaille pour leur aide précieuse et instantanée.

Nous tenons spécialement à remercier : **Melle Zerrarka Naoual** chef service agrotechnie au niveau de l'Institut technique des grandes cultures de Khemis Milian qui nous aidé et suivi de l'expérimentation depuis le semis jusqu'à la récolte, et pour son gentillesse et ses précieux conseils.

Nous n'oublierions pas l'équipe du Laboratoire et surtout Melle **Amel** ingénieur de laboratoire de chimie de l'UKM de nos avoir aidée dans la réalisation des analyses du sol.

Nous n'oublions pas de dire merci à nos enseignants depuis les années primaire jusqu'à ce jour.

A tous les amies de toujours, Pour toutes ces longues années d'amitié et pour avoir toujours été là pour moi. Pour tous les souvenirs que je partage avec chacune d'entre vous, pour tout ce qui nous rapproche et pour le meilleur qui reste à venir.

Aux amis de fac, Merci pour votre amitié, pour tous les bons moments que l'on a eu à la fac et pour tous ceux que nous partagerons encore malgré la distance qui nous sépare.

Mahdi et Meryem

Sommaire

Abréviations

Liste des figures et Histogrammes

Liste des photos

Liste des tableaux

Introduction générale

Partie 01 : Synthèse bibliographie

1. Pois chiche (<i>Cicer arietinum</i> L.)	01
1.1. Généralités	01
1.2. Origine et historique.....	01
1.3. Taxonomie et caractéristiques botanique	01
1.4. Type de cultivars chez le pois chiche	02
1.5. Morphologie et la physiologie de pois chiche	04
1.5.1. Caractères morphologiques.....	04
1.5.2. Caractères physiologiques.....	05
1.6. Exigences de la culture du pois chiche	07
1.6.1. Exigences édaphiques	07
1.6.2. Exigences climatiques.....	07
1.7. Types de cultures	08
1.8. Conduite de la culture	09
1.9. Importance de la culture du pois chiche.....	10
1.9.1. Importance nutritionnelle.....	10

1.9.2. Importance agronomique	11
1.9.3. Importance économique	11
1.10. Situation de la culture de pois chiche	11
2. Symbiose légumineuse-rhizobia	13
2.1. Etapes de la nodulation	13
2.2. Processus de la fixation symbiotique de l'azote	15
3. Phosphore dans le sol	16
3.1. Importance du phosphore dans la nutrition des plantes	16
3.2. Forme de phosphore dans le sol	16
3.2.1. Phosphore inorganique (minéral)	17
3.2.2. Phosphore organique.....	17
3.3. Déficience des sols en phosphore	17
3.4. Réponses des plantes et leurs symbioses rhizobiennes à une déficience en phosphore	18
3.5. Effet de la déficience phosphatée sur la croissance et le développement des plantes	18
3.6. Effet de la déficience en phosphore sur la nodulation et la fixation symbiotique de L'azote atmosphérique	18

Partie 02 : Matériel et Méthode

1. Conditions expérimentales	19
1.1. Emplacement et caractéristiques climatiques du site expérimental	19
1.2. Condition climatique de région.....	20
1.2.1. Pluviométrie	20
1.2.2. Température	21
2. Caractéristiques physico-chimiques du sol expérimental	21
2.1. Analyse physique	21

2.1.1. Analyse granulométrie%	21
2.1.2. Mesure de pH	21
2.2. Analyse chimique	22
2.2.1. Conductivité électrique	22
2.2.2. Calcaire total	22
2.2.3 Matière organique	22
2.2.4. Phosphore assimilable	22
3. Matériel végétal	23
4. Dispositif expérimental	24
5. Plan de l'essai	25
6. Méthode	27
6.1. Travaux de préparation du sol	27
6.1.1. Semis	27
6.1.2. Désherbage	27
7. Paramètres suivis et prélèvements d'échantillons de pois chiche	27
7.1. Développement et production de la culture	27
7.1.1. Nombre des plantes/mètre linière	27
7.1.2. Ramification secondaire	28
7.1.3. Hauteur finale de la plante en (cm)	28
7.1.3. Nombre de fleurs /plant	28
7.1.4. Biomasse aérienne, racinaire en (g) /plant	28
7.2. Composantes du rendement	28.
7.2.1. Nombre de gousses et de graines /plant	28
7.2.2. Poids de grains / plant	28
7.2.3. Poids de 100 graines en (g)	28

7.2.4. Rendement en graines (qx/ha).....	28
8. Analyse statistique	28

Partie 03 : Résultats Et Discussion

1. Résultat	29
1. Caractéristiques physico-chimiques du sol expérimental	29
2. Caractères agro morphologique	30
2.1. Nombre des plantes / mètre carré (Npl/m2).....	30
2.2. Nombre de ramification secondaire/plant	31
2.3. Hauteur de la plante en (cm)	32
2.4. Biomasse racinaires sèche /plant en (g)	33
2.5. Biomasse sèche aérienne (g)/Plant.....	34
2.6. Nombre des fleurs / plant	35
2.7. Nombre des gousses / plant.....	36
2.8. Poids de cent grains en g (PCG)	37
2.9. Rendement en gains (qx/ha)	38
2. Discussion	39
Conclusion	42

Liste des références

Annexes

Résumé

Abréviations

BMa : Biomasse aérienne.

BMr : Biomasse racinaire.

ENSA : Ecole National Supérieur d'Agronomie.

ICARDA: International Center for Agricultural in the Dry Areas.

INRA : Institut National de Recherches Agronomique.

ITGC : Institut Technique des Grandes Cultures.

NF/P : Nombre des fleurs par plant.

NG/P : Nombre de gousses par plant.

NGr/P : Nombre de grains par plant.

Npl/m² : Nombre de plants levés par mètre carré.

NRs/P : Nombre de ramifications secondaires par plant.

Liste des figures et histogrammes

Figure 1 : Types de cultivars de pois chiche.....	03
Figure 2 : Place de pois chiche parmi les légumineuses alimentaires cultivées en Algérie.....	12
Figure 3 : Dialogue moléculaire entre le rhizobia et légumineuse	13
Figure 4 : Processus d'infection de la racine et mise en place du nodule	15
Figure 5 : Variation Précipitations mensuelle des cinq premiers mois de l'année 2017	20
Figure 6 : variation de la température de Khemis Miliana des cinq premier mois 2017.....	21
Figure 7 : Schéma du dispositif expérimental.....	25
Histogramme 01 : Variation de nombres des plantes levées/m ² chez les 41 génotypes de pois chiche	31
Histogramme 02 : Variation des ramifications secondaires des plantes chez les 41 génotypes de pois chiche	32
Histogramme 03 : Variation de la hauteur des plantes chez les 41 génotypes de pois chiche.....	33
Histogramme 04 : Variation de biomasse racinaire chez les 41 génotypes de pois chiche	34
Histogramme 05 : Variation de biomasse aérienne chez les 41 génotypes de pois chiche.....	35
Histogramme 06 : Variation de nombre des fleurs/plant chez les 41 génotypes de pois chiche	36
Histogramme 07 : Variation de nombre des gousses/plant chez les 41 génotypes de pois chiche	37
Histogramme 08 : Variation poids de cent grains chez les 41 génotypes de pois chiche	38
Histogramme 09 : variation de rendement chez les 41 génotypes de pois chiche	39

Liste des photos

Photo 1 : Feuilles et fleurs de pois chiche.....	05
Photo 2 : Gousses de pois chiche	05
Photo 3: Localisation du site expérimental	19
Photo 4 : Matériel végétal concerné par l'étude.....	23
Photo 5 : Vue générale de l'essai.....	26

Liste des tableaux

Tableau 1. Valeur nutritive du pois chiche	11
Tableau 2 : Principaux pays producteurs du pois chiche durant l'année 2014.....	12
Tableau 3 : 41 géotypes de pois chiche utilisés pour l'étude	24
Tableau 04 : Caractéristiques et dimensions de la parcelle.....	24
Tableau 05 : Caractéristiques physico-chimiques de l'échantillon du sol.....	30

Introduction générale

Introduction générale

Les légumineuses alimentaires représentent de par la superficie qu'elles occupent, une place importante dans le système agraire et l'agroéconomie de nombreux pays du monde (**Bacha et Ounane, 2003**). Sur le plan agronomique, la présence des légumineuses dans les systèmes de culture est une opportunité pour améliorer la fertilité des sols et les rendements des cultures rappellent que 79% du volume en gaz N₂ de la biosphère se trouve dans l'atmosphère constituent ainsi la principale source d'azote (**HANSCH et al., 2001**).

L'intérêt des légumineuses est directement lié à la capacité de nombre d'entre elles d'établir une association symbiotique spécifique avec des bactéries nodulant les légumineuses (BNL) (**Moulin, 2002**), ou leur importance est due entre autres à leur contribution, chaque année, la fixation d'environ 65 millions de tonnes d'azote atmosphérique intégrés dans la biosphère (**Graham et Vance 2003**), et leur capacité d'adaptation à des conditions pédoclimatiques difficiles, ainsi que leur faible exigence culturale. Du point de vue nutritionnel, la richesse des légumineuses en protéines permet de corriger dans une certaine mesure les carences en protéines animales, ainsi que le déséquilibre alimentaire des populations qui ont tendance à se nourrir exclusivement de céréales.

Elles regroupent plusieurs espèces, parmi celles-ci, nous avons le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), dont la production et l'exploitation répondent à divers fonctions, telles que : la consommation humaine, l'alimentation animale (**Bacha et Ounane, 2003**).

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), l'une des plus importantes légumineuses à graines en Algérie, occupe la deuxième position après la fève. La majeure partie des superficies cultivées de cette espèce est concentrée à l'Ouest du pays. Cette espèce est cultivée sur une superficie annuelle moyenne de 33 mille ha soit 36.78% de la superficie des légumineuses à graines. La production, est caractérisée par des fluctuations interannuelles, de l'ordre de 351 mille quintaux avec un rendement moyen de 10 q/ha (**MADR, 2014**). Pour combler le déficit de la production en pois chiche et de satisfaire les besoins de la population algérienne, le gouvernement a fait recours à des importations massives, de l'ordre de 66 mille tonnes en 2011 (**Anonyme 2013**).

Le pois chiche souffre de nombreuses difficultés, en dehors des conditions d'environnement et le non maîtrise des techniques culturales qui sont des causes non négligeables de la faiblesse de la production, il semble que le problème majeur reste celui de facteur abiotique comme la sécheresse la salinité et la déficience en phosphore. Ce dernier est un facteur majeur, qui en cas de faible disponibilité, contrainte la production des cultures des légumineuses en générale (**Graham et Vance, 2003**).

Il est considéré comme un constituant fondamental de la vie des plantes (**Zapata et Roy, 2004**).

Le phosphore, par ordre d'importance est le deuxième macroélément après l'azote pour la croissance et le développement des plantes. Les sols sont souvent riches en phosphate minéral et organique, mais déficients en ortho phosphates disponibles pour la nutrition des légumineuses. Sa disponibilité sous forme soluble dans les sols, est par conséquent d'une grande importance pour l'agriculture. En cas de déficience, le phosphore affecte négativement la symbiose et par conséquent la productivité et le rendement des légumineuses (**Sulieman et al. 2013**).

Cette étude s'est fixée comme principaux objectifs : caractérisation agro-physiologiques de 41 génotypes de pois chiche dans le but de choisir les meilleurs génotypes qui s'adaptent aux conditions édapho climatiques de la région de Khemis Miliana et plus particulièrement la déficience des sols en phosphore.

Synthèse bibliographique

1. Pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

1.1. Généralités

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une plante de la famille des fabacées. C'est une légumineuse alimentaire de grande importance en Europe, l'Afrique du Nord, l'Inde et les pays du Moyen orient (Iqbal et al., 2006 ; Viveros et al., 2001). Il est cultivé dans les régions méditerranéenne et produit une graine comestible et connu par sa haute teneur en glucides assimilables et son pourcentage élevé en protéines végétales.

1.2. Origine et historique

Le pois chiche est originaire du Moyen-Orient, plus précisément du sud-Est de la Turquie (Singh 1997) et le Nord Est de la Syrie (Staginnus et al., 1999). Il a été cultivé pour la première fois à environ 7000 - 8000 avant JC (Sharma et Muehlbauer, 2007). Il aurait été cultivé pour la première fois dans la région méditerranéenne il y a 5000 ans (Vander Maesen, 2006) par les Phéniciens (Boumgartnera, 1998). Il est cultivé principalement en Algérie, Ethiopie, Iran, l'Inde, le Mexique, le Maroc, le Pakistan, l'Espagne, la Syrie, la Tanzanie, la Tunisie et la Turquie (Naghavi et Jahansouz, 2005). Il se développe dans les environnements écologiquement divers (Chandirasekaran et al., 2007).

1.3. Taxonomie et caractéristiques botaniques

✓ Caractères botaniques

Le pois chiche est une plante annuelle, herbacée avec des branches diffusées et propagées (Muehlbauer et Rajesh, 2008), auto fécondée et diploïde avec $2n=16$ chromosome (Vail, 2005). Elle a une hauteur de 20 à 100 cm, très ramifiée à port dressé et croissance indéterminée (Giller, 2001)

Classification

La classification de cette espèce est la suivante : (USDA, 2008)

Règne	Plantae
Embranchement	Spermatophyta (plantes à graines)
Sous embranchement	Magnoliophyta (=angiospermes, phanérogames ou plantes à fleurs)
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Fabales
Famille	Fabaceae
Genre	<i>Cicer</i>
Espèce	<i>Cicer arietinum</i> L.

1.4. Type de cultivars chez le pois chiche

Les espèces de pois chiche sont divisés en 2 groupes principaux, les groupes Desi et Kabuli (Wang et al., 2005).

✓ *Type Kabuli*

Les types kabuli, d'origine indienne (Wang et al., 2005). Ce type est cultivé dans la région méditerranéenne (Brink et Belay, 2006), caractérisé par un feuillage dont la couleur varie du vert clair au vert foncé (AAC, 2004) et leur fleurs sont blanches (Ahmed et al., 2005). Il a un port érigé ou semi-érigé qui permet la mécanisation de la récolte. Généralement, la hauteur de la plante varie de 30 à 90 cm. En cas d'un sol fertile et profond et d'une alimentation hydrique suffisante, elle peut dépasser 1m. Les grains sont de couleur crème, couverts d'un tégument mince (AAC, 2004).

Le type kabuli ne supporte pas les gels et il est facilement infecté par les champignons telluriques. Au moment du semis, la température du sol doit être supérieure à 10 °C (Jaiswal et Singh, 2001). Ce type couvre 15% de la surface réservée au pois chiche (Babar et al., 2009 ; Muehlbauer et Rajesh, 2008 ; Singh et Jauhar, 2005).

✓ *Type Desi*

Plantes buissonnantes à folioles et fleurs relativement petites, à tiges contenant du pigment d'anthocyane violacé et à fleurs d'un bleu violet, cultivé surtout en Asie méridionale et en Ethiopie (Brink et Belay, 2006) et compte environ 85% de la surface du pois chiche, il a souvent une petite

forme (Erleret *al.*, 2009; Babar *et al.*, 2009; Iruela *et al.*, 2002). Il a un port retombant et un aspect touffu. Les grains sont de plus petite taille, de forme irrégulière et à surface ridée couverte d'un tégument épais de couleur foncée qui varie du marron au noir. Le poids de 1000 grains varie de 100 à 130 g (AAC, 2004). Quelques auteurs ajoutent un troisième type qui est le type **Gulabi** (Braun *et al.*, 1988). Présente des caractères intermédiaires entre les deux précédents. Caractérisé par des grains lisses et claires, d'une taille moyenne, le poids de 100 graines est compris entre 15 et 25 g. prédomine en Asie. (Plancquart et Werry, 1991).



A : Grains de Pois chiche de type Kabuli

B : Grains de Pois chiche de type Desi

C : Fleur de pois chiche de type kabuli

D : Fleur de pois chiche de type Desi

Figure 1 : Types de cultivars de pois chiche (Maheri Sis *et al.*, 2008).

1.5. Morphologie et la physiologie de pois chiche

1.5.1. Caractères morphologiques

Racines

Le système racinaire mixte, dont la croissance s'arrête au démarrage de la floraison, permet à la plante d'explorer un grand volume de sol et lui confère une tolérance à la sécheresse (**Slama, 1998**). Le système racinaire est de type pivotant, bien développé pourra atteindre jusqu'à plus d'un mètre de profondeur (**Allali et al., 2007 ; Jaiswal et singh, 2001**) et des racines secondaires traçantes (**Jaiswal et Singh, 2001**). Les racines latérales portent de gros nodules permettant la fixation de l'azote atmosphérique pour satisfaire 80 % des besoins de la plante en azote assimilable (**Bouzerzour, 1998**). Cette fixation symbiotique est à son optimum à la floraison et chute très rapidement par la suite (**Slama, 1998**).

Tige

La tige du pois chiche est herbacée et devient lignifiée avec l'âge (**Slama, 1998**). Sa tige dressée ou rampante, simple ou ramifiées dès la base est couverte par des poils uni et pluricellulaires (**Duke, 1981; Ayadi, 1986**). Et un anguleuse d'une hauteur de 20 cm à 1 m. La tige principale porte généralement deux branches primaires (**Allali et al., 2007**) ou trois branches pour donner des ramifications secondaires et par la suite des ramifications tertiaires (**Braune et al., 1988 ; Ayadi, 1986**).

Feuilles

Les feuilles sont composées de 7 à 15 folioles ovales et dentelées, sans vrilles, en position alternée sur un rachis (**Slama, 1998**). Les faces inférieures des feuilles sont couvertes par un duvet formé de poils uni et pluricellulaires. Ces poils renferment des glandes qui synthétisent des acides organiques tels que l'acide oxalique (**Slama, 1998**).

Fleurs

Les fleurs sont zygomorphes, articulées (**Leport et al., 2006**). Le pois chiche est une espèce autogame (**Ladizinsky, 1987**) caractérisée par une floraison massive. Sont habituellement solitaires à l'aisselle des feuilles, bisexuées, blanches, verdâtres, rose ou violacées, disposées en grappe caractérisées par leur aspect de papillons. L'apparition des premières fleurs dépend de plusieurs facteurs tels que la précocité de la variété, la date et la densité du semis et des techniques culturales. Toutefois, comme le pois chiche est une espèce à croissance indéterminée, sous des conditions

hydriques favorables et des températures clémentes, les branches continuent à se développer, à fleurir et à produire des gousses et des grains (**Leport et al., 2006**).



Photo 1 : Feuilles et fleurs de pois chiche (Personnelle).

Fruits

Le fruit de pois chiche est une gousse velue, globuleuses contenant une ou deux graines. Cette graine peut être lisse ou ridée sa rainure médiane et à bec bien distinct surplombant le hile, crème à brunes, vertes ou noires (**Summerfield et al., 1984**).



Photo 2 : Gousses de pois chiche (Personnelle).

1.5.2. Caractères physiologiques

La durée du cycle de développement du pois chiche est très variable chez les variétés, il dépend de la chaleur et de l'humidité disponible dans le sol (**Jaiswal et Singh, 2001**). La croissance et le développement du pois chiche peuvent être divisés en cinq stades phénologiques (**Plancquart et Werry, 1991**). La durée de chaque stade est en fonction du cultivar, du photopériodisme, de la température et de l'eau (**Saxena et Singh, 1987**).

Période végétative

Stade germination

Cette période s'étend de la germination jusqu'à la ramification à l'apex initie des nœuds à chaque nœuds (**ITGC, 2001**).

Stade de la levée

Ce stade est caractérisé par l'apparition des plantes à la surface du sol. Il peut être retardée par les basses températures, dans ce stade on observe l'apparition de la première feuille (**Kechache, 2005**).

Stade de ramification

Ce stade est marquée dès que la première tige se développe alors à partir d'un bourgeon de la base et les première nodosités se forment, l'élongation des entre-nœuds se fait progressivement (**Kechache, 2005**).

Période de reproduction

Floraison

Selon **Allali et al. (2007)**, le délai de la floraison a été déterminé en retenant le nombre de jours séparant le semis et celui où 50% de fleurs sont épanouies. Elle commence des nœuds inférieurs. La fructification, concerne le début de formation de gousse ou bien l'apparition de fructification (transformation des fleurs en gousses) (**Kechache, 2005**). Ce stade est suivi du stade floral qui est marquée par l'apparition et le développement des ébauches florales, suivie par un effectif élevé en fleurs et un rendement en gousse appréciable (**Berger et al., 2006**). La date et le taux de floraison sont déterminés par la réponse du génotype à la longueur du jour, à l'élévation de la température, ou généralement, aux effets additifs de ces deux facteurs climatiques (**Berger et al., 2006**).

Stade de maturité

Ce stade est défini comme étant le stade caractérisé par la chute des feuilles, nécrose de l'extrémité de la gousse, brunissement du point de jonction entre le grain et l'épicarpe de la gousse. La durée de la période reproductrice duré est considérée comme étant le nombre de jours après l'apparition des premières fleurs jusqu'à la récolte finale (**Kechache, 2005**)

1.6. Exigences de la culture du pois chiche

1.6.1. Exigences édaphiques

Type du sol

Le pois chiche se cultive dans différents types de sols (**Khan et al., 2009 ; Babar et al., 2009 ; Yusuf et al., 2002**). Il est peu exigeant en qualité du sol, mais préfère les sols lourds, meubles, profonds, plus ou moins de texture limoneuse et argilo siliceuse de couleur noire rougeâtre ou noirâtre, bien drainés, avec une bonne capacité de rétention, il redoute les sols calcaires, les sols secs aussi qui prédisposent la plante à donner des graines à mauvaise cuisson (**Jaiswal et Singh, 2001, Berger et al., 2003**).

Humidité du sol

Les besoins en humidité du sol de la plante sont de 15-40% pendant la germination et le développement de la graine, mais l'humidité excessive du sol à la floraison réduit le rendement en grain (**Wery et al, 1994**).

pH du sol

Le pois chiche se cultive dans des sols à pH neutre ou alcalin, variant de 7,3 à 8,2 (**Berger et al., 2003**).

Nutrition minérale

Le pois chiche exige le potassium qui favorise la formation des graines des fruits et qui existe dans la solution du sol en très petite quantité (**ITGC., 2003**). Alors que la fertilisation azotée n'est nécessaire que pour favoriser le départ de l'activité des nodosités puisque le pois chiche est comme les autres légumineuses fixe l'azote atmosphérique (**ALLALI et al., 2007**).

1.6.2. Exigences climatiques

Température

Le pois chiche souffre dans les environnements chauds (35°C-18°C jour/nuit) (**Lopez-Bellido et al., 2004**). Selon **Nielson, (2001)**, des températures plus 32°C limitent le rendement en grains du pois chiche en accélérant sa maturité. De même, les températures élevées de la floraison à la maturité des variétés à semi retardées conduit à la réduction de la taille des graines et du rendement (**Lopez-Bellido et al., 2004**).

Besoin hydrique

Grace à son système racinaire profond, le pois chiche est doté d'une certaine rusticité et d'une tolérance à la sécheresse (**Verghis et al., 1999**), il peut extraire l'eau à partir des couches profondes allant jusqu'à 1.50 m (**Keating et Cooper ,1983**).

Lumière

Le pois chiche est une plante de jour long, mais fleuri dans toutes les photopériodes (**Smith-son et al., 1985**). L'intensité de la lumière et de la durée d'éclairement sont des facteurs importants pour la nodulation, la fixation d'azote et la floraison (**Beddar, 1990**).

1.7. Types de cultures

En Algérie, on distingue deux types de cultures : Le pois chiche d'hiver et le pois chiche de printemps. Les dates de semis du pois chiche varient selon le type de cultures et les régions bioclimatiques **Wery (1990)**.

✓ Culture de printemps

Dans le bassin méditerranéen, il est l'unique légumineuse à graines conduite en culture pluviale de printemps (**Bamouh et al., 2002**). Il est soumis à des contraintes climatiques telles que la sécheresse et les gelées printanières (**ICARDA, 1992**). Le semis du pois chiche de printemps est effectué fin février-début mars et la récolte peut avoir lieu fin juin-début juillet (**Slama, 1998**). La réussite de ce type de culture dépend essentiellement de l'humidité résiduelle dans le sol. Les durées des phases de développement végétatif, du semis à la floraison, et du semis à la maturité d'une culture de pois chiche de printemps varient selon les conditions climatiques. (**Silim et Saxena, 1993**).

✓ Culture d'hiver

Le pois chiche d'hiver remplace la jachère. Il profite des précipitations hivernales et échappe aux gelées printanières (**ICARDA, 1992**). Les dates de semis et de maturité ont été avancées respectivement vers les mois de novembre-décembre et juin (**Bamouh et al., 2002**). Le semis précoce, ou semis d'automne, prolonge les phases de développement phénologique, notamment, la germination et les stades de développement végétatif et reproducteur de la plante (**Gan et al., 2002**) et augmente la production en matière séchée le rendement en grain (**Bamouh et al., 2002**). Il serait donc utile que les variétés du pois chiche d'hiver doivent avoir une résistance non spécifique ou stable à l'antracnose (**Kamel, 1990**).

1.8. Conduite de la culture

✓ Assolement et rotation

Le pois chiche, en tête d'assolement, constitue un excellent précédent cultural pour les céréales, car il permet le nettoyage du sol et la fixation d'azote. Il est recommandé de ne pas semer le pois chiche après une autre légumineuse pour éviter les risques d'excès d'azote et le développement de certains parasites. En plus, en cas d'attaque généralisée de maladies, il ne faut cultiver le pois chiche que tous les cinq ans sur la même parcelle (**ITGC, 2013**). Aussi, en fonction de la pluviométrie, il est recommandé de pratiquer les rotations suivantes (**ITGC, 2013**):

- Supérieure à 500 mm/an : Pois chiche / blé tendre / bersim / blé dur.
- Inférieure à 500 mm/an : Pois chiche / orge / jachère / blé dur.

✓ Préparation du sol

La culture de pois chiche est très sensible à une mauvaise préparation du sol, ce qui engendre des problèmes d'asphyxie racinaire et par conséquent des pertes à la levée. La préparation du sol pour l'installation du pois chiche vise essentiellement l'obtention d'un lit de semences qui permet un bon contact entre la graine et le sol, ainsi que l'absence d'obstacles mécaniques qui sont la première cause de manque à la levée. Le choix du matériel doit être raisonné en fonction du type de sol et de l'importance de son humidité (**ITGC, 2013**).

✓ Semis

La semence doit être traitée contre les ravageurs et les maladies et présente une bonne faculté germinative. Il faut placer les graines à une profondeur régulière de 4 à 6 cm pour faciliter la levée (**ITGC, 2011 ; Djennadi, 2003**). Le semis doit être effectué le plutôt possible pour profiter des pluies

précoces et réduire les risques d'un déficit hydrique en fin de cycle (ITGC, 2011). En semis d'hiver, le peuplement optimal est d'une moyenne de 33 plants/m². La dose de semis correspondante est de 110 à 120 kg/ha avec un semoir classique et de 80 à 90 kg/ha, avec un semoir de précision. En semis de printemps, le peuplement optimal est d'une moyenne de 25 plants/m², obtenu avec une dose de 80 à 90 kg/ha avec le semoir classique et de 60 kg/ha avec le semoir de précision (ITGC, 2013).

✓ **Désherbage**

Pour le semis de printemps, deux binages sont recommandés, le premier, dès le stade jeune de la plante (8 à 10 cm d'hauteur), le deuxième avant la floraison. Pour le semis d'hiver, le désherbage chimique en pré-semis ou en prélevée est nécessaire parce que la flore adventice est plus importante. Cependant, un désherbage manuel est indispensable pour éliminer la flore printanière (ITGC, 2013).

✓ **Récolte**

La culture de pois chiche atteint la maturité, lorsque les tiges et les gousses sont de couleur brune et que le grain est dur. A ce stade, l'humidité du grain atteint 13%, la vitesse de déplacement de la moissonneuse-batteuse doit être lente, afin de réduire les pertes de grains. Lorsque la récolte est manuelle, il est recommandé de récolter avant la maturité totale (20 à 25% d'humidité), de laisser sécher pendant 4 à 5 jours, puis faire le battage ou de passages répétés d'un tracteur sur l'aire de battage (ITGC, 2013).

1.9. Importance de la culture du pois chiche

1.9.1. Importance nutritionnelle

Le pois chiche constitue une source très importante de protéines végétales qui peuvent corriger le déficit en protéines animales (Ben Mbarek *et al.*, 2009; Rekha et Thiruvengadam, 2009 ; Chérif *et al.*, 2007 ; Hassan, 2006). Il fait partie du nombre très réduit d'aliments qui apportent à la fois des protéines et un grand nombre de sels minéraux (calcium, fer, potassium et phosphore) jouant un rôle important dans l'alimentation. Il renferme entre 20 % et 25% de protéines. A titre de comparaison, la teneur en protéines de la viande est de 16 à 25% et celle du poisson de 14 à 20%. En vue de leur richesse en protéine de bonne qualité, ils sont très riches en lysine, arginine et acides aminés di carboxyliques, utilisée en pharmacologie (Cortés-Giraldo *et al.*, 2016). Il a été aussi indiqué que la consommation de pois chiches donne une réponse glycémique plus faible chez les personnes qui souffrent de diabète (Zul et Macarulla, 1999, Nestel *et al.*, 2004)

Tableau 1. Valeur nutritive du pois chiche (Singh et Jauhar, 2005)

Eléments	gr ou mg/100g
Protéines digestibles (gr)	23
Carbohydrates (gr)	64
Amidon (gr)	47
lipide (Ac. Linoléique et oléique) (gr)	5
Fibres bruts (gr)	6
Sucres solubles (gr)	6
Cendre (mg)	3
Phosphore (mg)	343
Calcium (mg)	186
Magnésium (mg)	141
Fer (mg)	7
Zinc (mg)	3

1.9.2. Importance agronomique

Le pois chiche peut fixer, par voie symbiotique, plus de 140 kg/ha d'azote atmosphérique et satisfaire plus de 80% de ses besoins en azote (Gaur et al., 2008) leur rend comme culture préférable de l'agriculture durable en réduisant la dépendance au fertilisant azoté (Babar et al 2009 ; Hassan, 2006).

1.9.3. Importance économique

Les légumineuses alimentaires constituent un composant important du régime alimentaire, spécialement dans les pays sous-développés où elles représentent environ 90% de la consommation globale (Hassan, 2006).

1.10. Situation de la culture de pois chiche

✓ Dans le monde

Le pois chiche est cultivé dans 49 pays (Chakraborti et al., 2006) et dans les cinq continents ce qui le rend le 2ème légume sec dans le monde (17.1% du total) après le petit pois (*Pisum sativum* L.) (Berger et al 2003). Il se cultive dans les régions semi-aride et tropicales (Staginnus et al., 1999).

Tableau 2 : Principaux pays producteurs du pois chiche durant l'année 2014.

Classement des pays	Production de pois chiche (tonnes)
Inde	9880000
Australie	629400
Myanmar	562163

Ethiopie	458682
Turquie	450000
Pakistan	399030
Iran	261616
Mexique	171665
USA	127363
Canada	123000

Source : FAOSTAT 2017

L'Asie est le continent le plus important de la production du pois chiche avec plus 90% de la surface totale et de la production mondiale (Babar et al., 2009). L'Inde représente le plus grand pays producteur avec une production estimée à 6 millions de tonnes par an et recouvre plus de la moitié de la production mondiale (Muehlbauer et Rajesh, 2008).

En Algérie

Le pois chiche occupe la 2^{ème} position après la fève durant la période 2014-2016 comme il est indiqué sur la figure suivante (FAOSTAT 2017).

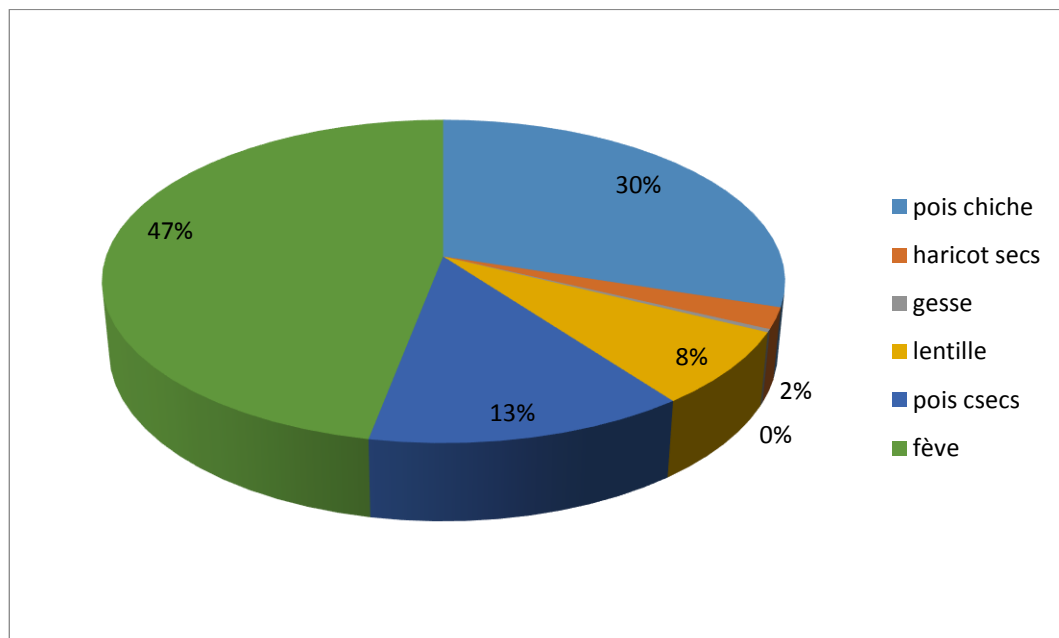


Figure 2 : Place de pois chiche parmi les légumineuses alimentaires cultivées en Algérie.

2. La symbiose légumineuse-rhizobia

L'interaction entre la plante et la bactérie débute dans la rhizosphère, la croissance des bactéries se fait de manière sélective par la plante (**Savka et al, 2002**). La symbiose se caractérise par la présence d'organes particuliers, situés au niveau des racines, appelés nodosités au sein desquels la bactérie réduit l'azote atmosphérique en ammoniac, assimilable par la plante. En contrepartie, la plante fournit à son symbiote une niche écologique et les substrats carbonés issus de la photosynthèse, nécessaires à son métabolisme (**Foucher et Kondorosi, 2000**).

2.1. Les étapes de la nodulation

✓ La pré-infection : reconnaissance des partenaires

Le site de fixation symbiotique est le nodule, le seul organe localisé sur la racine qui fonctionne pour la survie des bactéries et l'activité de la nitrogénase. La formation des nodules est le résultat d'un dialogue moléculaire entre le micro symbiote et la plante hôte (**Foucher et Kondorosi 2000 ; Limpens et Bisseling, 2003**). Le processus de nodulation commence par un échange de signaux entre la plante hôte et la bactérie. En condition de carence en ions ammonium (NH_4^+), les plantes produisent des flavonoïdes (molécules signales) au niveau de leurs racines (**Patriarca et al., 2004 ; Cooper, 2007**) induisant l'expression de gènes chez la bactérie, conduisant notamment à la production de composés lipochito oligosaccharidiques. Les facteurs Nod induisent des modifications morphologiques, physiologiques et moléculaires chez la plante hôte. La déformation du poil racinaire est observée environ 12 à 24 heures; les poils absorbants changent leur direction de croissance et forment une structure en crosse de berger, courbés, renflés, entrelacés, déformés, branchés ou joints qui enferme les *Rhizobium* (**Wais et Col, 2002**)

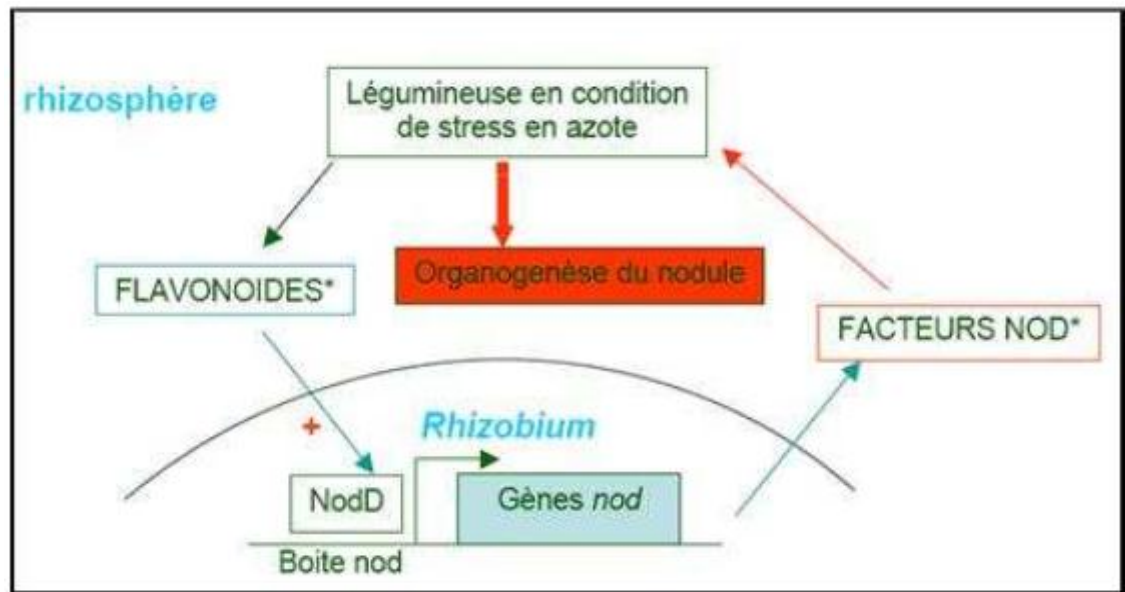


Figure 3 : Dialogue moléculaire entre le rhizobia et légumineuse.

✓ L'infection

En réponse, le poil absorbant secrète une enzyme, la polygalacturonase, qui fragilise la paroi (**Dupuy et Nougier, 2005**). La pénétration de la bactérie est facilitée par la courbure du poil racinaire qui crée une zone confinée dans la laquelle la bactérie est entourée par la paroi végétale. Un cordon d'infection (qui est une structure tubulaire qui croit à l'intérieur de la cellule et dans laquelle la bactérie prolifère) est initié à partir de ce point par hydrolyse de la paroi. (**Mateos et al., 2001**), invagination de la membrane végétale et production de matériel pariétal par la plante (**Gage et Margolin, 2000 ; Gage, 2004**).

✓ Phase de fonctionnement ou maturité des nodules

A la faveur d'une lyse localisée de la paroi, les bactéries colonisent le cordon d'infection, qui croit, progresse et se ramifie de cellule en cellule jusque dans le parenchyme corticale de la racine. Les cellule du cortex reprennent leurs divisions et édifient une nodosité (**foucher et kondorosi, 2000**).

A bout du cordon d'infection, les bactéries entrent dans les cellules en s'entourant d'une membrane pér bactéroïde, dérivée du plasmalemme, elles se transforment alors en bactéroïdes (augmentation de leur taille et déformation). Ces derniers, possèdent en effet une enzyme, il s'agit de la nitrogénase qui

catalyse la réduction de l'azote atmosphérique en azote ammoniacal utilisable par les cellules végétales (Duhoux et Nicole, 2004).

L'azote offert par les bactéries est directement utilisé par la plante, ainsi, il est moins susceptible à la volatilisation, la dénitrification et au lessivage (Garg et Geetanjali, 2007).

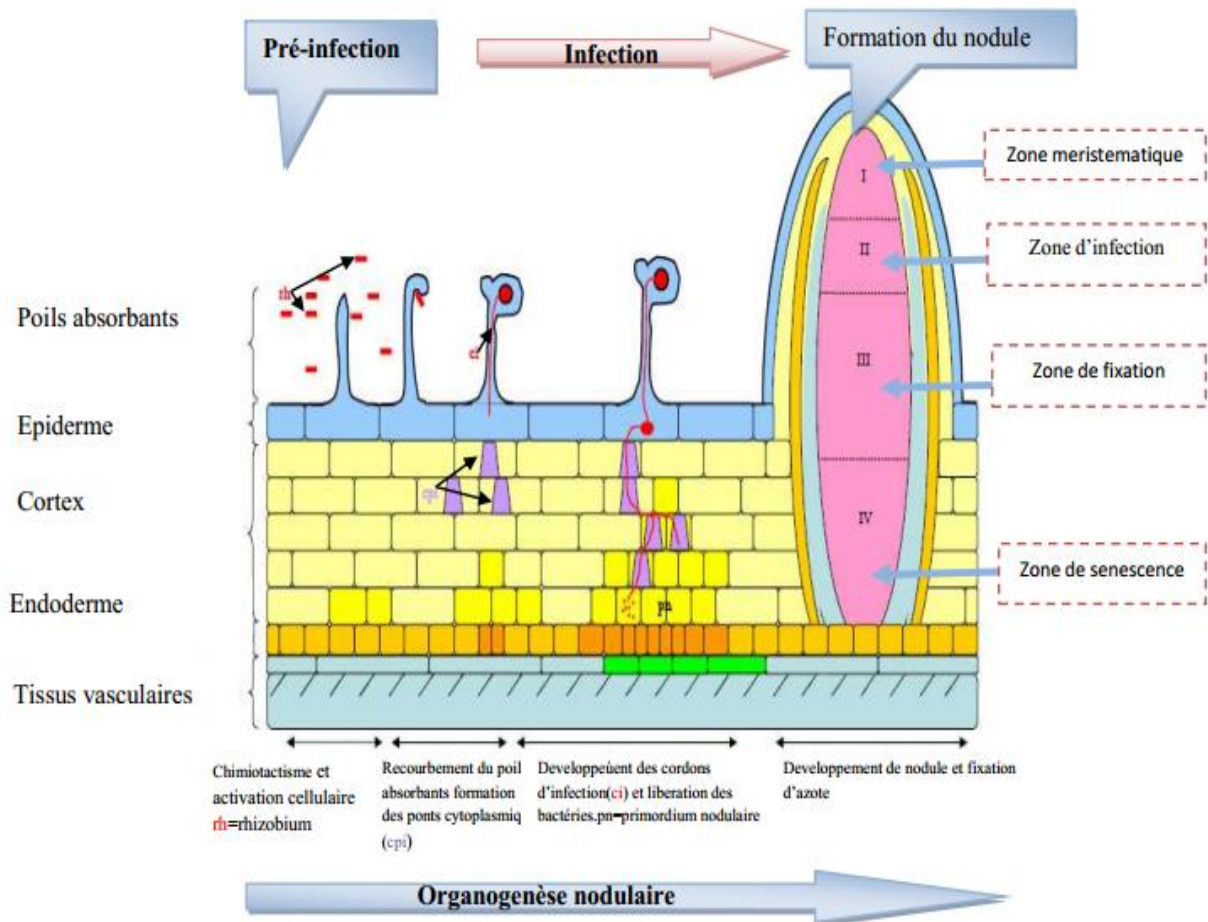


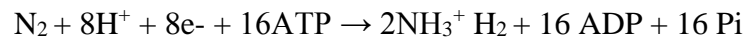
Figure 4 : Processus d'infection de la racine et mise en place du nodule (Timmers et al., 1999).

2.2. Processus de la fixation symbiotique de l'azote

La fixation symbiotique de l'azote consiste en la transformation de l'azote gazeux (N_2) atmosphérique en ammoniac (NH_4^+). Seuls quelques micro-organismes diazotrophes sont capables d'assurer ce processus, parmi lesquels on distingue : (i) les bactéries libres vivant dans le sol (*Klebsiella* et *Azotobacter*), (ii) les cyanobactéries et les rhizobactéries qui sont des bactéries symbiotiques vivant en association avec les légumineuses dans des structures racinaires ou caulinaires organisées appelées nodosités (Scheiner, 2005).

Cette réaction est catalysée par un complexe enzymatique appelé Nitrogénase d'origine bactérienne (**Dowinie, 2005 ; Rees et Howard, 2000**).

La réaction catalysée par cette enzyme est la suivant:



Ce processus comporte trois particularités:

- une sensibilité élevée de la nitrogénase vis-à-vis de l'oxygène (**Ott et al., 2005**).
- une grande consommation d'énergie, 16 ATP au moins par molécule de N₂ fixée (**Bohlool et al, 1992**).
- une production simultanée d'hydrogène moléculaire, qui dans le cas de la fixation symbiotique de *Rhizobium* dissipe approximativement la moitié des électrons parvenus jusqu'à la nitrogénase.

Ces trois caractéristiques sont peut-être les raisons qui expliquent pourquoi la fixation de l'azote est réalisée chez si peu d'organismes au cours de l'évolution (**Richter., 1993**).

3. Phosphore dans le sol

3.1. Importance du phosphore dans la nutrition des plantes

Le phosphore est présent chez tous les organismes vivants. Il joue un rôle essentiel dans le transfert d'énergie nécessaire à la croissance et l'amélioration de la productivité des plantes (**Giroux, 2002**). Le phosphore (P) est le deuxième macronutriment majeur requis pour la croissance et le développement des plantes (**Vance, 2001**).

Ainsi, le phosphore permet la formation correcte des graines (des quantités importantes de phosphore sont stockées dans les semences sous forme de phytine) et accélère leur maturation. En effet, le niveau de l'approvisionnement en phosphore pendant les étapes reproductrices règle la partition des photosynthétats entre les feuilles-sources et les organes reproducteurs (**Zapata et Roy, 2004**). Il entre dans la composition des acides nucléiques et il est impliqué dans les transferts d'énergie à l'intérieur des cellules par l'intermédiaire de molécules telles que l'ATP (**Marschner, 1995 ; Stroia, 2007**). Il entre dans la composition des phospholipides qui contrôlent la stabilité et les propriétés des membranes cellulaires (**Lerot, 2006 ; Sánchez Chávez et al., 2009**).

3.2. Forme de phosphore dans le sol

Le phosphore dans le sol existe sous deux formes principale (minérale et organique) qui se répartissent selon deux phase : phase liquide (le P en solution) ; phase particulaire (le P lié à la phase solide) (**Mengel et Kirkby, 2001 ; Joseph et jisha., 2009**).

3.2.1. Phosphore inorganique (minéral)

Le phosphore inorganique constitue la fraction minérale du phosphore totale (**Gros., 1979**). Il peut être libre dans la solution du sol ou associé à d'autres minéraux ou encore intégré dans des combinaisons minérale (phosphore insoluble) (**Rodriguez et al., 2006**).

Les ions ortho phosphates ou P_i constituent la seule forme de P directement assimilable par les plantes. (**Hinsinger, 2001**). Selon **Norihiro et al. (1997)** quand le phosphore solide des sols est dissous ou désobéi, il entre dans la solution du sol sous la forme inorganique, qui est largement contrôlée par le pH du sol. Aux différents niveaux du pH des sols agricoles, le phosphore existera sous ces formes monovalentes ($H_2PO_4^-$) ou divalente (HPO_4^{2-}) qui sont facilement absorbées par les plantes (**Pierzynski et al., 1994 ; Frossard, 1996 ; Morel et al., 2000**). La fraction minérale de P du sol se trouve dans différentes combinaisons avec le Fe^{3+} , Al^+ , le Ca^{2+} , le fluor et autres éléments. Ainsi, la plus grande partie du P ajouté sous forme soluble est soit adsorbée par le calcium présent sur le complexe d'échange, soit précipitée par les formes libres de fer ou d'aluminium qui se retrouvent en quantités importantes dans les sols de l'ordre de 0,2 à 0,7 % soit plusieurs tonnes par hectares (**Frossard et al., 2004 ; Girou., 2002**).

3.2.2. Phosphore organique

Le phosphore organique peut représenter jusqu'à 80% du phosphore total dans le sol (**Condrion et Tiessen, 2005**). Il provient des débris de végétaux ou animaux et des microorganismes (**Dommergues et Manggenot, 1970**). La disponibilité du phosphore organique dans le sol dépend de la minéralisation par les enzymes phosphatase (**Priya et Sahi, 2009**).

Les composés phosphorylés assurent le fonctionnement de plusieurs activités physiologiques au sein de l'organisme végétal : Les phospholipides, la phytine est la substance de réserve phosphorique typique des graines et les nucléotides (**Gerhard, 1993**). Selon **Frossard et al. (2004)** ils peuvent être fortement adsorbés par les minéraux argileux et peuvent former avec la matière organique des composés difficilement dégradables ou précipiter avec les oxydes de Fe ou d'Al dans les sols acides ou de Ca et Mg dans les sols alcalins. Les mycorhizes permettent aux plantes d'utiliser les formes organiques de P dans le sol; l'hydrolyse de P organique par les hyphes et le transport de P vers la plante hôte a été démontré in vitro par **Joner et al. (2000)**.

3.3. Déficience des sols en phosphore

La déficience en P dans le sol est provoquée par deux causes majeures : le sol est pauvre avec une faible teneur de P total ou le sol est déficient en P car ce dernier se trouve en complexe avec autres

cations Ca^{2+} , Al^+ ou Fe^+ , sous forme d'oxydes ou hydroxydes insolubles indisponibles pour les plantes (Amijee et al., 1991 ; Girou, 2002).

3.4. Réponses des plantes et leurs symbioses rhizobiennes à une déficience en phosphore

En réponse à la déficience en P, les plantes ont développé des stratégies métaboliques sophistiqués afin de conserver le phosphate inorganique (Pi) et, lors de la limitation du Pi (Hinsinger, 2001; Vance et al., 2003; Ticconi et al., 2004 ; Rengel et Marschner, 2005). Elles établissent des mécanisme avec lesquelles elles peuvent acquérir le phosphore tel que l'acidification de la rhizosphère, l'exsudation des anions organiques et la sécrétion des phosphatases par des racines (Richardson et al., 2009).

3.5. Effet de la déficience phosphatée sur la croissance et le développement des plantes

La disponibilité de P est l'un des déterminants les plus importants de la croissance des légumineuses (Kouas et al., 2009) et sa carence limite la production végétale dans de nombreux sols (Vance et al., 2003). L'application de phosphore améliore considérablement le rendement en graines, le développement des racines, l'augmentation de la surface photosynthétique et donc plus d'accumulation de matière sèche (Abbaset Aslam et al., 2010). La déficience phosphatée entraîne également la réduction de la biomasse racinaire et aérienne de la plante (Olivera et al., 2003 ; Daoui, 2007).

3.6. Effet de la déficience en phosphore sur la nodulation et la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique

Une déficience en phosphore chez légumineuse n'affecte pas seulement l'établissement de la culture et sa croissance mais aussi la nodulation et la fixation biologique d'azote (Olivera et al., 2003). La disponibilité du P dans le sol a un effet remarquable sur l'aptitude des légumineuses à fixer l'azote atmosphérique (Sulieman et al., 2013). Plusieurs études ont montré que la biomasse des racines et des nodules était inférieure dans les cultures sous déficience en phosphore (Alkama et al., 2008). 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 (Christiansen et al., 2002).

Matériels et Méthodes

1. Conditions expérimentales

1.1. Emplacement et caractéristiques climatiques du site expérimental

L'essai a été réalisé au niveau de station expérimentale de ITGC de KHEMIS MILIANA localisé à BIR OULD KHELIFA, qui se trouve dans un étage bioclimatique semi-aride dont au plain de Haut Cheliff.

L'altitude : 290 m.

Latitude : $36^{\circ}10'20.85''\text{N}$.

Longitude : $2^{\circ}14'10.52''\text{E}$.



Photo 3: Localisation du site expérimental

1.2. Condition climatique de la région

La station expérimentale est caractérisée par un climat méditerranéen à hiver assez pluvieux et froid, un été sec et chaud, un printemps réduit (Avril-Mai), et un automne très court.

1.2.1. La pluviométrie

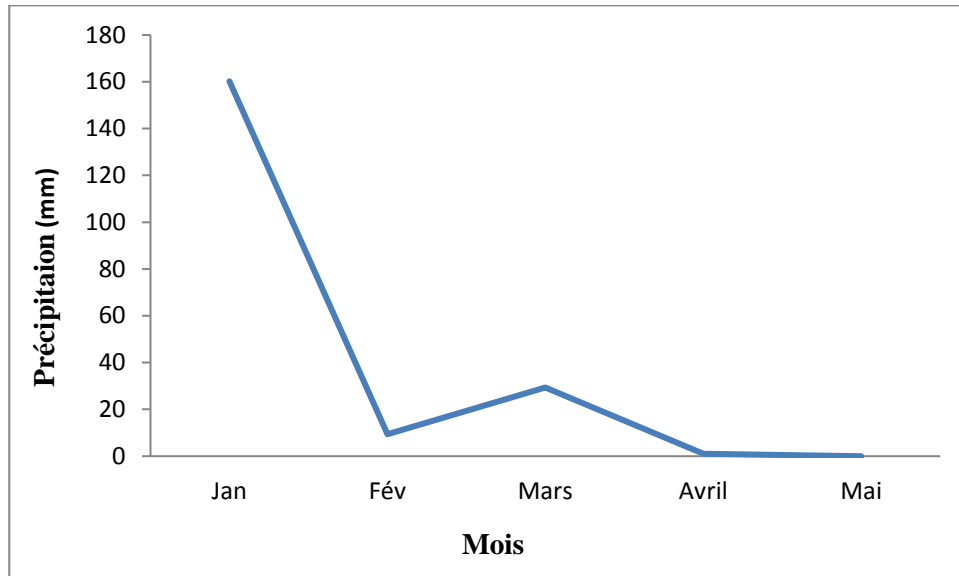


Figure 5 : Variation de Précipitation mensuelle des cinq premier mois de l'année 2017.

D'après la figure 5 en remarquant Le mois le plus pluvieux c'est le mois de Janvier avec une pluviométrie moyenne supériorité 160.2 mm, par contre le mois de Mai est n'enregistré aucun précipitation (0 mm)

1.2.2. La température

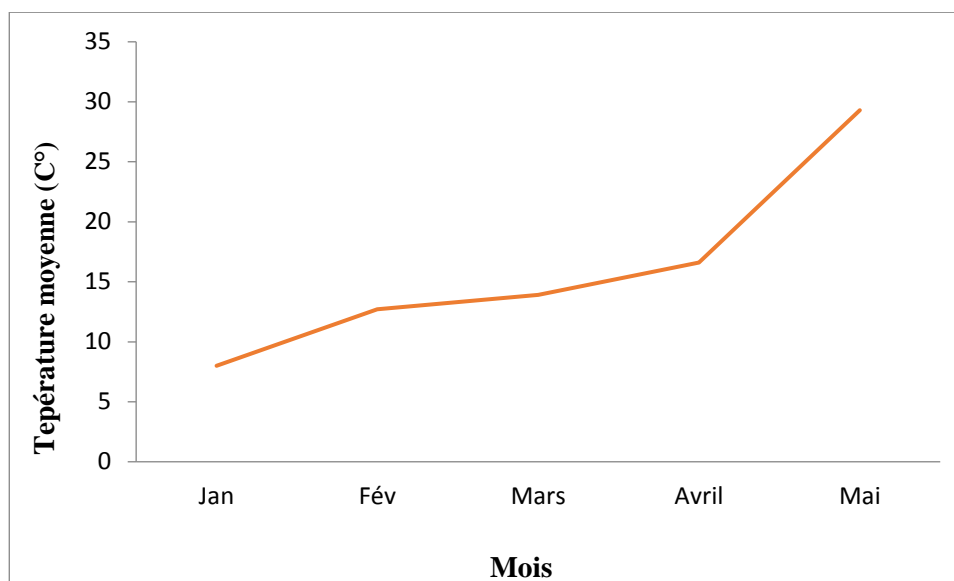


Figure 6 : Variation de la température de Khemis Miliana des cinq premier mois 2017.

D'après la figure 6 des températures moyennes enregistrées au cours de la campagne des cinq premiers mois de l'année 2017 montrent que le mois le plus froid est le mois de Janvier avec une température moyenne de 8°C, par contre le mois le plus chaud est le mois de Mai avec une température moyenne de 20.3°C.

2. Caractéristiques physico-chimiques du sol expérimental

2.1. Analyse physique

2.1.1. L'analyse granulométrie% : cette analyse a été effectuée selon la technique de rouiller 1994 : l'analyse granulométrie ou l'analyse physique consiste à classer les éléments du sol d'après leur grosseur et à déterminer le pourcentage de chaque fraction (sable, limon, argile), Elle a pour but de définir la texture d'un sol et par là d'expliquer les propriétés physique de ce sol son comportement vis-à-vis de l'eau, La détermination de la composition granulométrique se fait par l'analyse mécanique utilisant la pipette ROBINSON.

2.1.2. La mesure de pH : On ajoute 50ml d'eau distillée a 20g de sol fine (pour mesure le pH_{eau}). Le contenu est agité pendant quelques 5 minutes dans un agitateur rotatif, puis laissé à reposer 2h. Après 2h en mesuré l'aide d'un pH-mètre après une brève agitation.

On ajoute 50ml Kcl a 20g de sol fine (pour mesure le pH_{kcl}). Le contenu est agité pendant 5 minutes dans un agitateur rotatif, puis laissé à reposer 2h. Après 2h en mesuré l'aide d'un pH-mètre après une brève agitation. Avons mesuré $pH_{(eau\ et\ kcl)}$ on va étalonner l'appareil de pH-mètre.

2.2. Analyse chimique

2.2.1. Conductivité électrique : la conductivité électrique a été mesurée selon la méthode Aubert, 1978. Le principe consiste à déterminer la conductivité électrique (C.E.) de l'eau pour déterminer la salinité de l'extrait du sol. Elle est effectuée en mélangeant 1/5 du sol avec 4/5 d'eau distillée. Après une agitation de quelque minute, la solution est chauffée à une température T (25°C)

2.2.2. Calcaire total

La détermination du calcaire total est réalisée par un Calcimètre de Bernard en utilisant une solution de l'acide chlorhydrique dilué de moitié et une prise d'essai de 1 g du sol.

2.2.3 La matière organique

En admettant que la composition moyenne de la matière organique du sol soit constante en carbone (58%), il suffit de déterminer la teneur en cet élément pour en déduire la quantité de matière organique présente par la méthode d'Anne (1994) qui est basée sur la transformation du carbone en gaz carbonique, sous l'action d'une quantité connue de solution oxydante dont on détermine l'excès. Cette oxydation se fait le plus couramment par action du bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$) en milieu sulfurique à froid (**Daoud, 2011**).

Donc la MO est calculé par la formule suivante : $MO\% = C (\%) \times 1,72$.

2.2.4. Phosphore assimilable

Le dosage du P est effectué par une solution de bicarbonates de sodium ($NaHCO_3$). La prise d'essai est de 5 g de terre à laquelle on ajoute 100 ml de $NaHCO_3$ à 40% et une cuillère du charbon actif. Après 30 minutes d'agitation mécanique, on procède à une filtration sur papier filtre pour éliminer les particules solides. Dans des tubes-à-vis, on prélève 1 mL de filtrat de chaque échantillon, puis on ajoute 1 mL d'acide ascorbique et on complète à 10 mL avec de l'eau distillée. La mesure de la densité optique est faite à 710 nm après 30 minutes d'addition de l'acide ascorbique.

3. Matériel végétal

Le matériel végétal est composé de 41 génotypes de pois chiche du type kabuli, dont 40 nous sont, aimablement, fournis par l'ICARDA (Centre International de Recherche Agronomique dans les Zones Arides; Alep, Syrie) et le génotype 41 est d'origine locale (ILC3279), (Tableau 03).



Photos 4 : le matériel végétal concerné par l'étude.

Tableau 3 : Les 40 lignées de pois utilisées pour l'étude avec témoin ILC3279

Nr de lignée	les génotypes	21	FLIP10-144C
1	FLIP10-3C	22	FLIP10-161C
2	FLIP10-6C	23	FLIP10-166C
3	FLIP10-15C	24	FLIP10-175C
4	FLIP10-19C	25	FLIP10-186C
5	FLIP10-23C	26	FLIP10-214C
6	FLIP10-24C	27	FLIP10-217C
7	FLIP10-32C	28	FLIP10-220C
8	FLIP10-43C	29	FLIP10-221C
9	FLIP10-50C	30	FLIP10-229C
10	FLIP10-54C	31	FLIP10-231C
11	FLIP10-55C	32	FLIP10-244C
12	FLIP10-66C	33	FLIP10-247C
13	FLIP10-72C	34	FLIP10-250C
14	FLIP10-91C	35	FLIP10-267C
15	FLIP10-96C	36	FLIP10-268C
16	FLIP10-102C	37	FLIP10-269C
17	FLIP10-118C	38	FLIP10-274C
18	FLIP10-120C	39	FLIP10-275C
19	FLIP10-126C	40	FLIP10-288C
20	FLIP10-131C	41	ILC 3279

4. Dispositif expérimental :

Tableau 04 : Caractéristiques et dimensions de la parcelle.

Caractéristique	Dimensions des essais
Dimension de la parcelle totale (m)	14 x 11
Surface de la parcelle élémentaire (en m²)	0,9
Nombre de lignée par parcelle élémentaire	01
Distance entre les lignes (en m)	0,45
Nombre de répétitions	02
Distance entre les répétitions (m)	2



Photos 5 : Vue générale de l'essai.

6. Méthode

6.1. Travaux de préparation du sol :

Le précédent cultural de la parcelle d'essai de pois chiche (*Cicer arietinum*) est une jachère non travaillée. Le calendrier des travaux de préparation du sol est comme suit:

Date	Travaux	Outil
Mi-Octobre	Labour	Charrue Bisoc réversible
23/11/2016	1 ^{er} croisé	Cover-crop
24/11/2016	2 ^{ème} croisé	"
27/11/2016	Hersage	Herse
03/01/2017	Semis	Manuelle (10 grains/ mètre lignée)
27/02/2017	désherbage	Moto culteur
09/03/2017	"	Manuelle
25/04/2017	"	"
12/05/2017	Récolte	Manuelle

6.1.1. Semis : Le semis des grains de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) a été réalisé Le 03/01/2017 Manuellement avec une densité de 10 g/ml (grains par mètre linière) à une profondeur de 4 à 5 cm.

6.1.2. Désherbage : L'expérimentation comprend 3 dates de désherbage de la mauvaise herbe:

- Le **27/02/2017** appliqué au stade de levée à l'aide d'une moto culteur.
- Le **09/03/2017** appliqué au stade de ramification secondaire manuellement
- Le **25/04/2017** appliqué au stade de floraison manuellement

7. Paramètres suivis et prélèvements d'échantillons de pois chiche

7.1. Développement et production de la culture

7.1.1. Nombre des plantes/mètre linière

On calcule le nombre des plantes levée par mètre lignée a été réalisé Le 13/03/2017.

7.1.2. Nombres Ramifications secondaires

Le nombre de ramification De la plante est comptabilisé en pleine ramification. (le nombre de ramifications a été réalisé le 12/03/2017 et le a été secondaires le 02/04/2017).

7.1.3. Hauteur finale de la plante en (cm)

Les mesures ont été faites à l'aide d'une mètre, on prend la longueur de collet jusqu'au bourgeon terminal. Les mesures ont été faites le 23/04/2017.

7.1.3. Nombre de fleurs par plant

Le nombre de fleurs par plant est comptabilisé en pleine floraison sur une moyenne de deux plantes prises au hasard dans chaque ligne par parcelle élémentaire, se fait le 02/04/2017.

7.1.4. Biomasse aérienne, racinaire en (g) /plant

Les plantes sont déterrées, les parties aériennes sont séparées des parties racinaires au niveau du nœud cotylédonaire et Les parties aériennes, racinaires ont été séchées à l'étuve à 72° C durant 48 h puis pesées. Après le broyage, les poudres des trois parties sont utilisées pour les différentes analyses.

7.2. Composantes du rendement

7.2.1. Nombre de gousses et de graines /plant

Le nombre de gousses et de graines produits par plant est estimé sur deux plantes prises au hasard dans chaque lignée par parcelle élémentaire.

7.2.2. Poids de grains (g)/ plant

Après la récolte on va peser les grains de la plante prises au hasard dans chaque lignée par parcelle élémentaire.

7.2.3. Poids de 100 graines (g)

Il représente le poids de cent graines déterminé à l'aide d'une balance de précision, c'est un paramètre essentiel dans la composante du rendement.

7.2.4. Rendement en graines (qx/ha)

Les pesés des graines a été réalisés après le battage manuel des gousses.

L'indice de récolte est donné par le rapport matière sèche des graines /matière sèche totale à la récolte.

8. Analyse statistique

Les résultats obtenus sont soumis à une analyse de la variance en utilisant le logiciel XLSTAT.

Résultats et Discussion

1. Résultat

1. Caractéristiques physico-chimiques du sol expérimental

Les analyses physico-chimiques du sol ont été effectuées au niveau du laboratoire de la faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre de l'université de DJILALI BOUNNAMA et au laboratoire de département Phytotéchiné de l'ENSA d'Alger.

Tableau 05 : Les caractéristiques physico-chimiques de l'échantillon du sol.

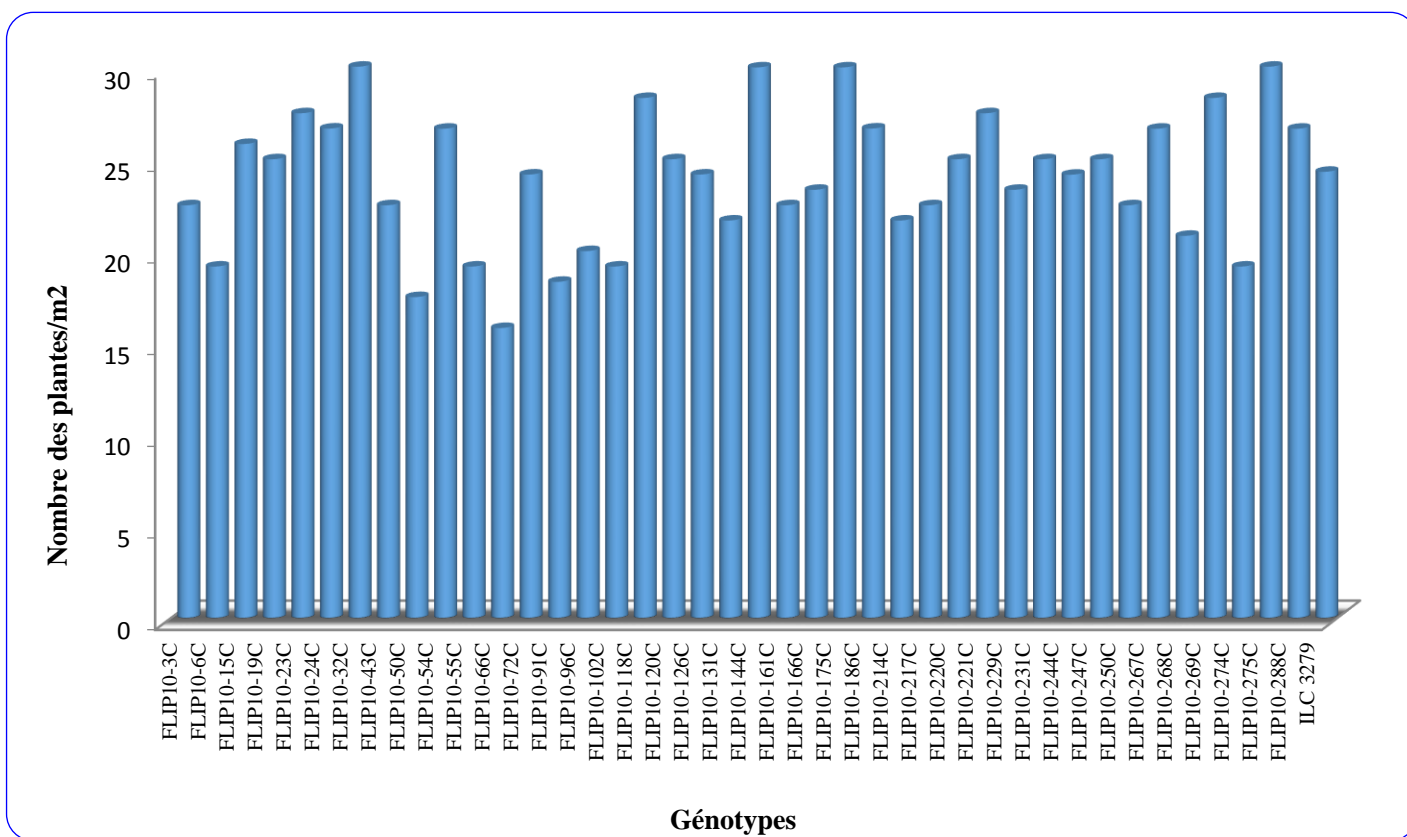
Granulométrie		Interprétation
Argile (%)	33.2	Sol Limono-argileux
Limon (%)	47.6	
Sable (%)	19.2	
Matière Organique		
MO (%)	4.71	Sol riche en matière organique
Solution du sol		
pH eau	7.03	Les sols neutres
pH KCl	6.6	
CE > 4 mmohs/cm	5.10	Sol très salé.
Réserves Minérales		
Calcaire total (%)	0	Sol sans calcaire
Calcaire actif(%)	0	
P ₂ O ₅ assimilable (ppm)	10.8	Teneur faible en P ₂ O ₅

D'après le tableau 05, nous remarquons que le sol de la zone d'étude a une texture limono -argileuse, donc c'est un sol lourd à une bonne rétention pour l'eau et caractérisé par un pH neutre légèrement alcalin, riche en matière organique et faible en éléments fertilisants (phosphore). Notre sol est très salé (CE=5.10ms/cm) et non calcaire (0%).

2. Les caractères agro morphologique :

2.1. Nombre des plantes / mètre carré (Npl/m²)

Histogramme 01 montre que les géotypes suivantes: (FLIP10-32C, FLIP10-275C, FLIP10-144C, FLIP10-175C) produit le nombre des plantes le plus élevé par mètre carré dont leur valeur sont égale à (30 Pl/m²) par rapport le témoin (ILC3279) a atteint une valeur de (24.29 pl/m²). Par contre le nombre le plus faible de pl/m² est enregistré chez les géotypes suivants : (FLIP-50C, FLIP10-66C,) dont leurs valeurs variées entre (15.8 et 19.98 Pl/m²). Tandis que les autres géotypes enregistrés des valeurs intermédiaires, varié entre (20 et 30 Pl/m²). L'analyse de la variance n'a pas révélé une différence significative entre les géotypes (annexe 01).

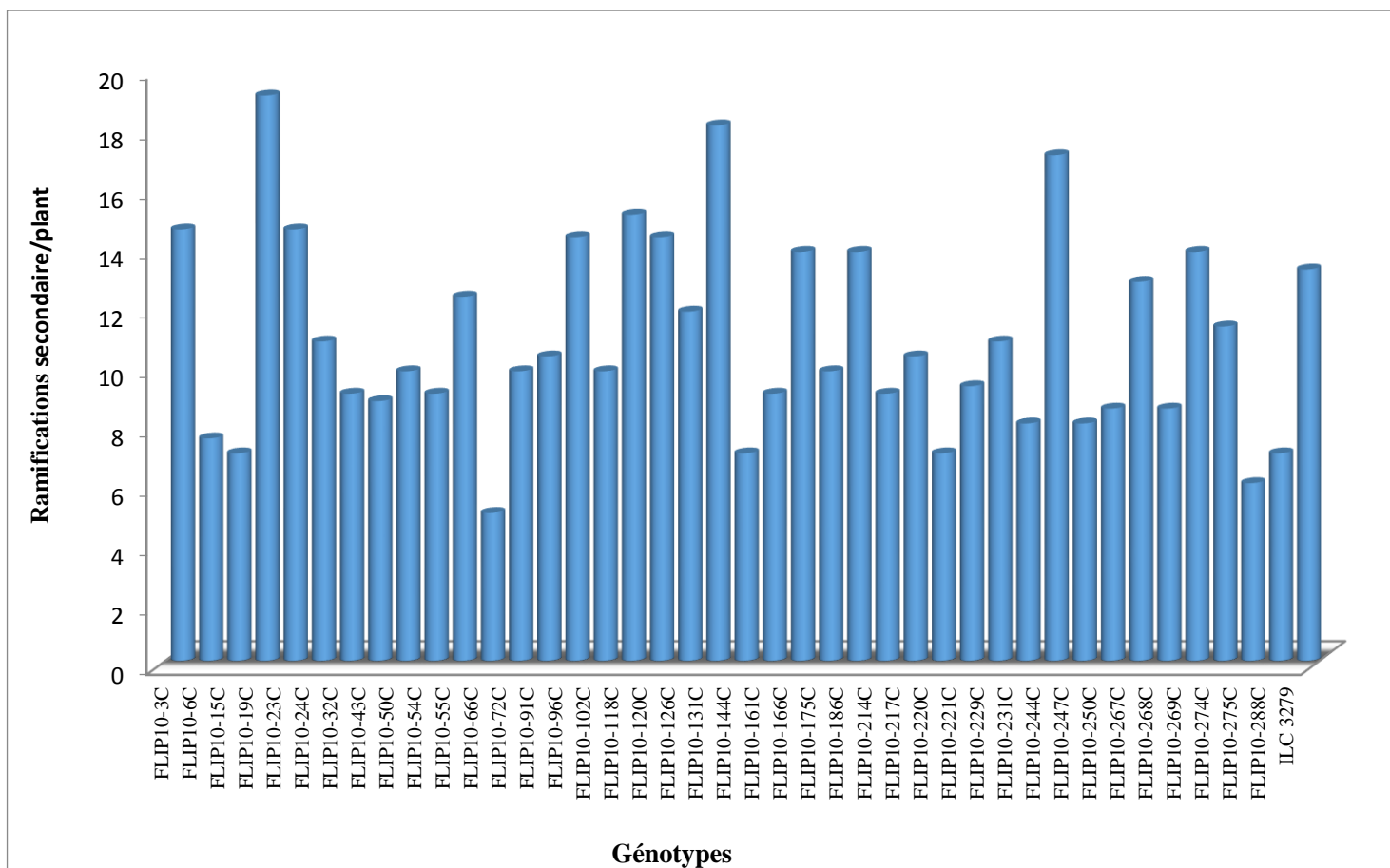


Histogramme 01 : Variation de nombres des plantes levées/m².

2.2. Nombre de ramifications secondaires/plant

L'histogramme ci-dessous montre que les géotypes suivants: (FLIP10-19C, FLIP10-131C, FLIP10-244C) produit un nombre de ramification secondaire par plant plus élevée par rapport le témoin (ILC3279: 13.16 RS/P) dont leurs valeurs sont varié entre (15 et 19 RS/P). Par contre le nombre le plus faible de RS/P par rapport au témoin est observé chez les géotypes suivants : (FLIP10-275C, FLIP10-66C) dont leurs valeurs varies entre (5 et 6 RS/p). Tandis que les autres géotypes enregistrée un nombre de ramifications secondaires intermédiaires entre (8 et 16 RS/p).

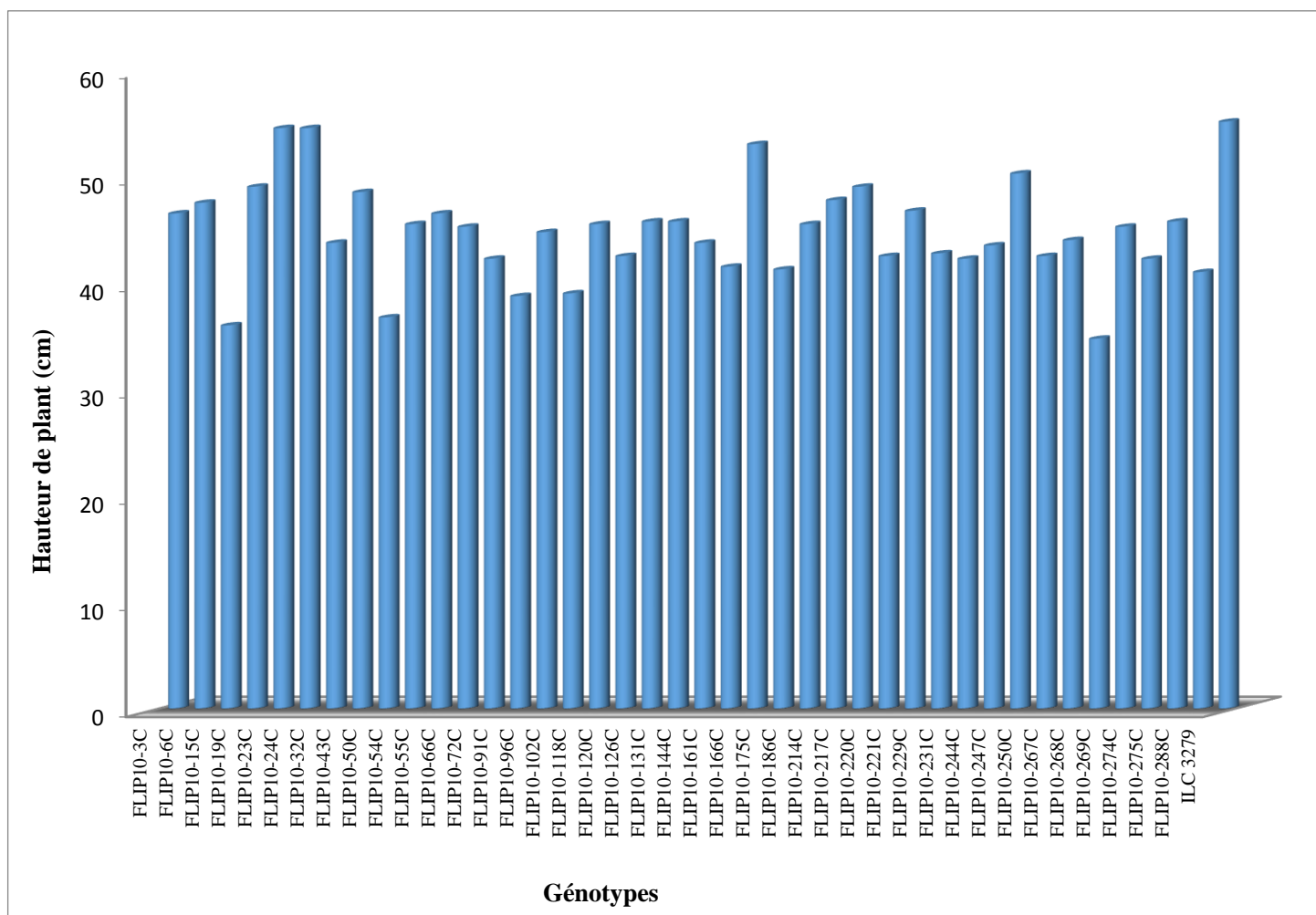
L'analyse de la variance a révélé une différence hautement significative entre les géotypes (annexe 02).



Histogramme 02 : Variation des ramifications secondaires des plantes.

2.3. Hauteur de la plante

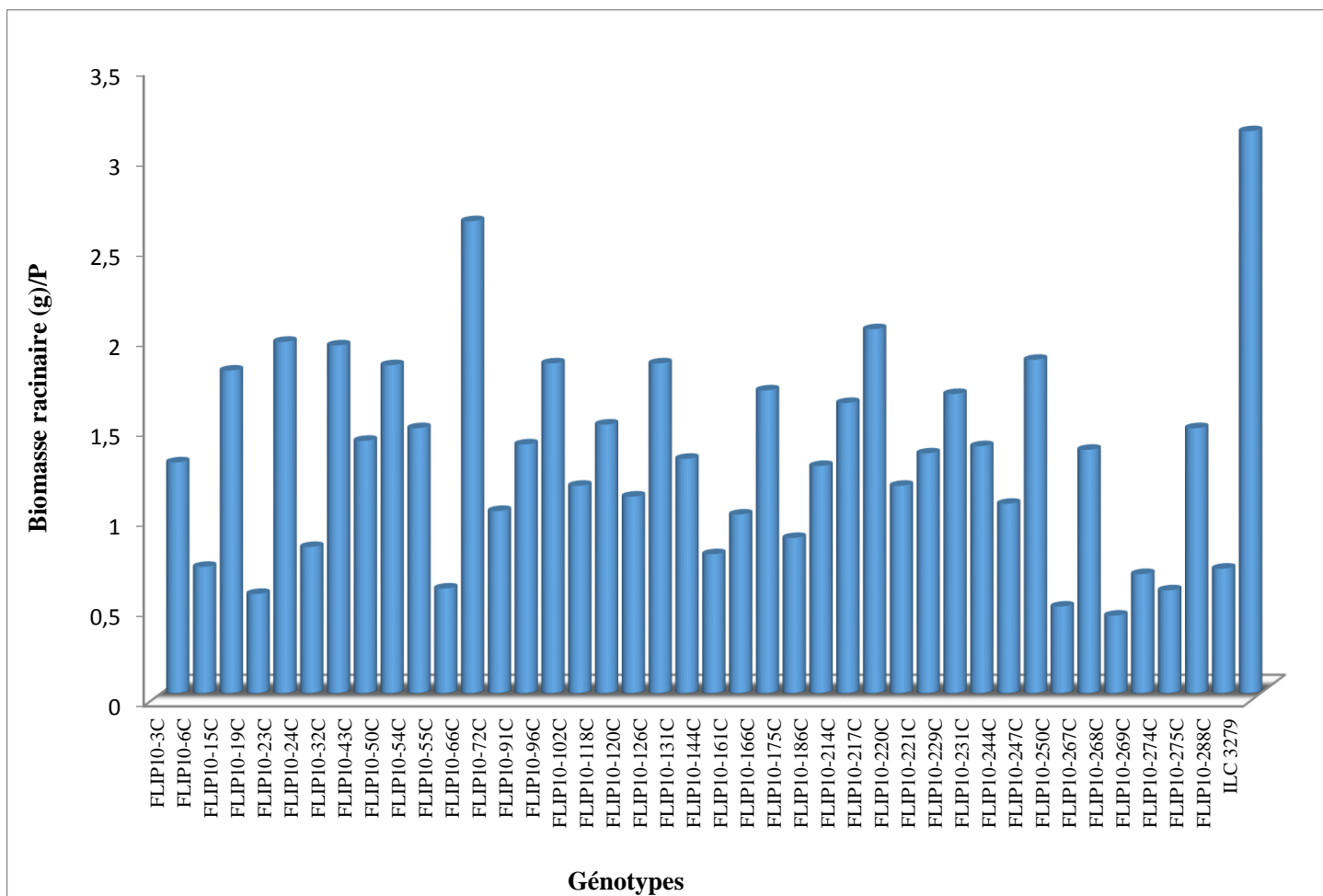
A partir de l’histogramme ci-dessous, nous avons observé que le témoin (ILC3279) a enregistré la hauteur le plus élevé (55,11cm) suivie par les génotypes: (FLIP10-24C, FLIP10-23C, FLIP10-175C) qui atteignent des hauteurs plus élevées par rapport aux autres génotypes variées entre (50 et 55cm /p). Par contre les faibles hauteurs par rapport au témoin sont observées chez les génotypes suivants : (FLIP-50C, FLIP10-15C, FLIP10-268C) avec des valeurs inférieures à 40 cm. Cependant les autres génotypes leur hauteur varie entre (40 et 50 cm). L'analyse de la variance a révélé une différence hautement significative entre les génotypes (annexe 03).



Histogramme 03 : Variation de la hauteur des plantes.

2.4. Biomasse sèche racinaire /plant en (g)

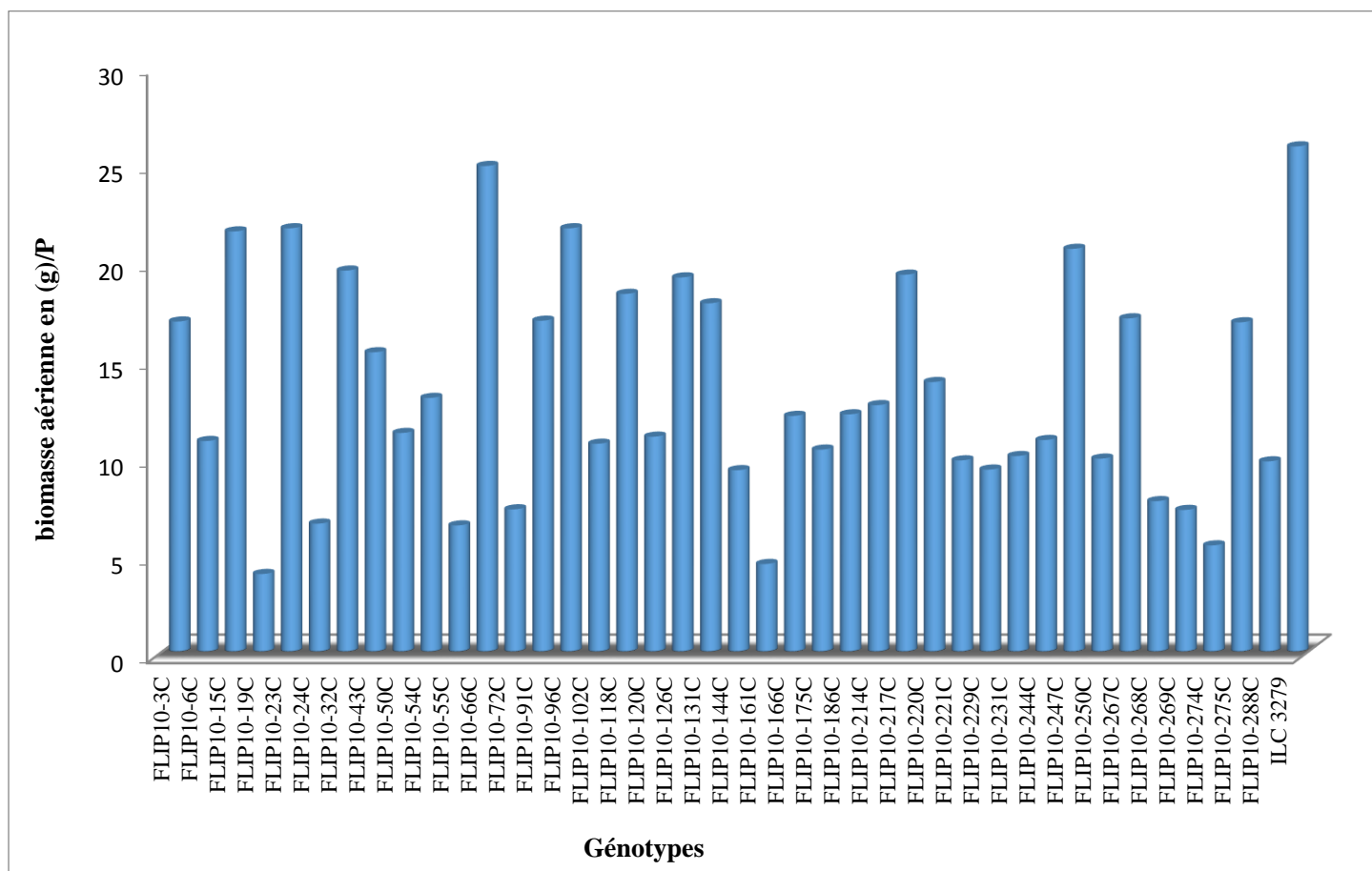
D’après l’histogramme 04 nous remarquons que le témoin (ILC3279) et le génotype (FLIP10-66C) atteignent une grande biomasse racinaire dont leurs valeurs sont respectivement de (3.12g et 2,62g), tandis que les autres génotypes leur biomasse racinaire est plus faible par rapport au témoin, leurs valeurs varient entre (0,5g et 2,5g). L’analyse de la variance a révélé une différence hautement significative entre les génotypes (annexe 05).



Histogramme 04 : Variation de biomasse racinaire.

2.5. Biomasse sèche aérienne (g)/Plant

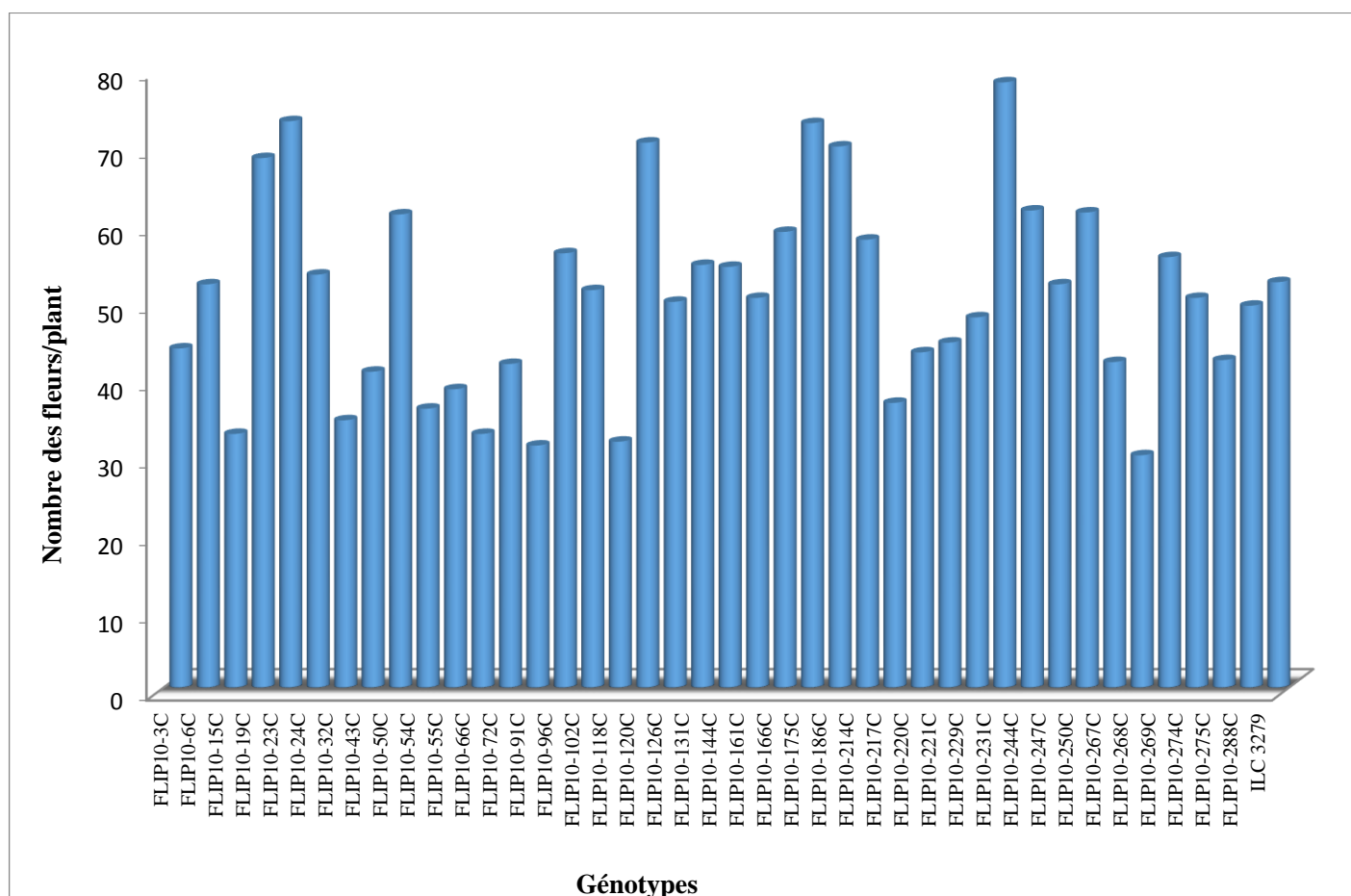
L'histogramme 05 montre que la valeur la plus élevée de la Biomasse racinaire est enregistré chez le témoin (ILC3279) et le génotype (FLIP10-66C) dont leurs valeurs sont respectivement de (25.78 et 24.78 g). Par contre les plus faibles biomasses racinaire compare au témoin est observée chez les génotypes suivants : (FLIP-161C, FLIP10-19C,) dont leurs valeurs sont moins de (5g). L'analyse de la variance a révélé une différence Hautement significative entre les génotypes (annexe 04).



Histogramme 05 : Variation de biomasse aérienne.

2.6. Nombre des fleurs / plant

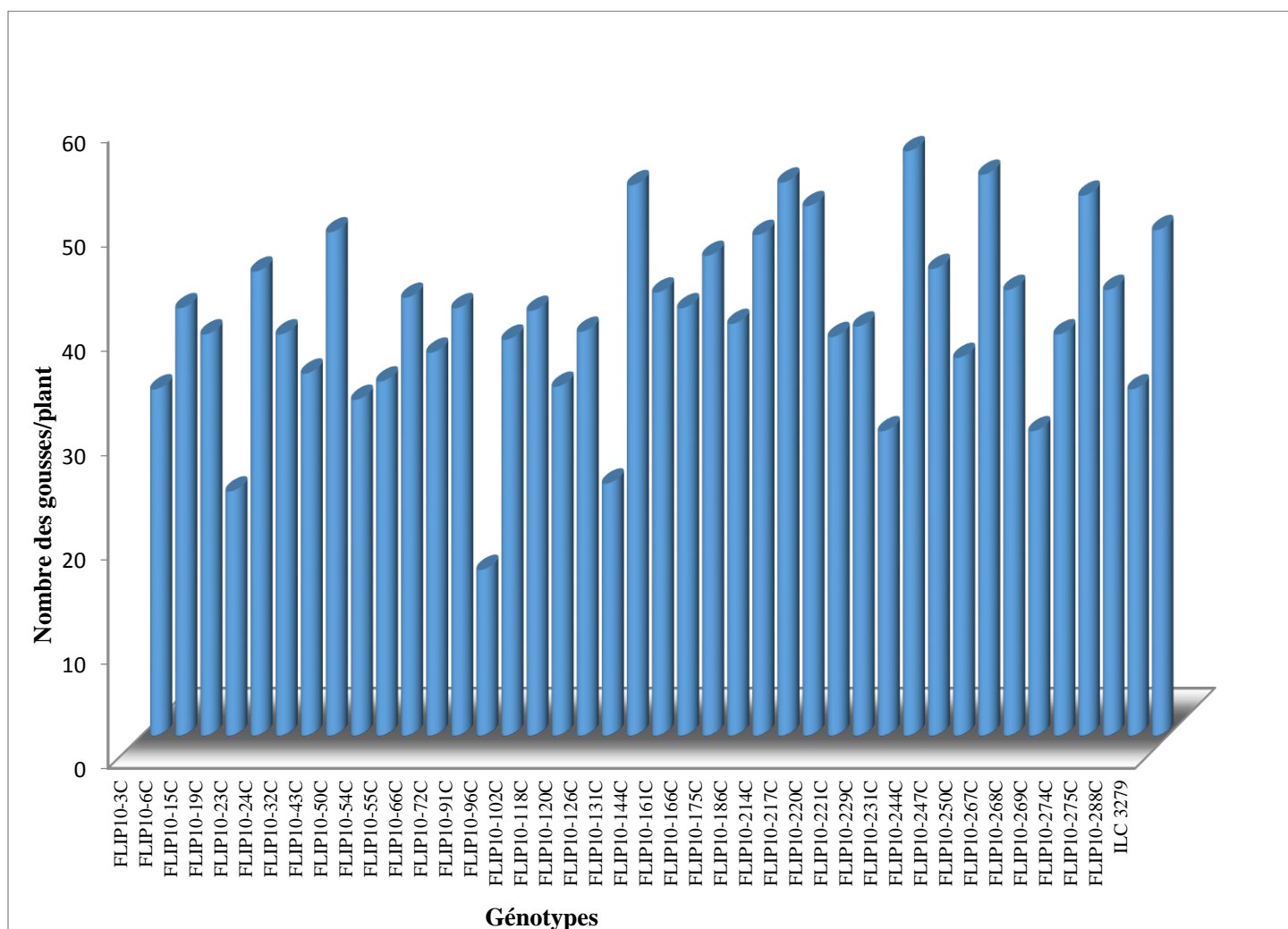
A partir de l'histogramme 06 nous remarquons que les géotypes: (FLIP10-23C, FLIP10-175C, FLIP10-131C) produit le nombre des fleurs le plus élevé par plant par rapport au témoin (ILC3279) dont leurs valeurs variées entre (70 et 78 F/P). Par contre le nombre le plus faible de fleurs par rapport le témoin est enregistré chez les géotypes suivants : (FLIP-91C, FLIP10-66C, FLIP10-118C, FLIP10-268C) avec des valeurs situées entre (30 et 35 F/p). L'analyse de la variance a révélé une différence significative entre les géotypes (annexe 06).



Histogramme 06 : Variation de nombre des fleurs/plant.

2.7. Nombre des gousses / plant

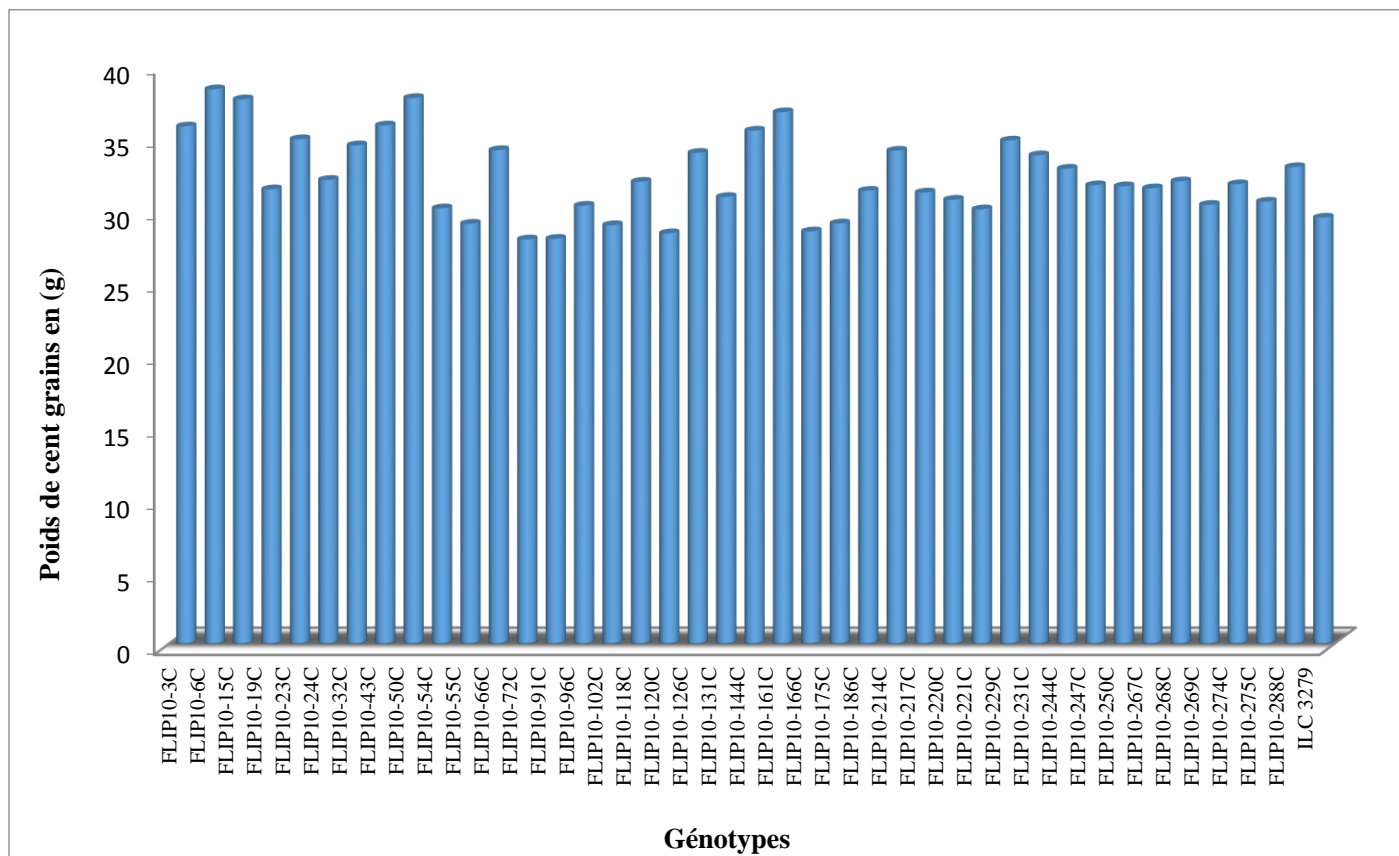
L'histogramme 07 ci-dessous montre que le géotype (FLIP10-231C) produit un grand nombre de gousses par plant (56 G/P) par rapport le témoin (ILC3279) qui enregistré un NG/P égale à (46G/P). Par contre le nombre le plus faible de G/p est enregistré chez les géotypes suivants : (FLIP-19C, FLIP-91C, FLIP10-126C) dont leurs valeurs sont variées entre (16 et 25 G/p). Tandis que les restes géotypes Atteints un nombre de gousse intermédiaire varié entre (25 et 50 G/p). L'analyse de la variance n'a révélé aucune différence significative entre les géotypes (annexe 07).



Histogramme 07 : Variation de nombre des gousses/plant.

2.8. Poids de cent grains en g (PCG)

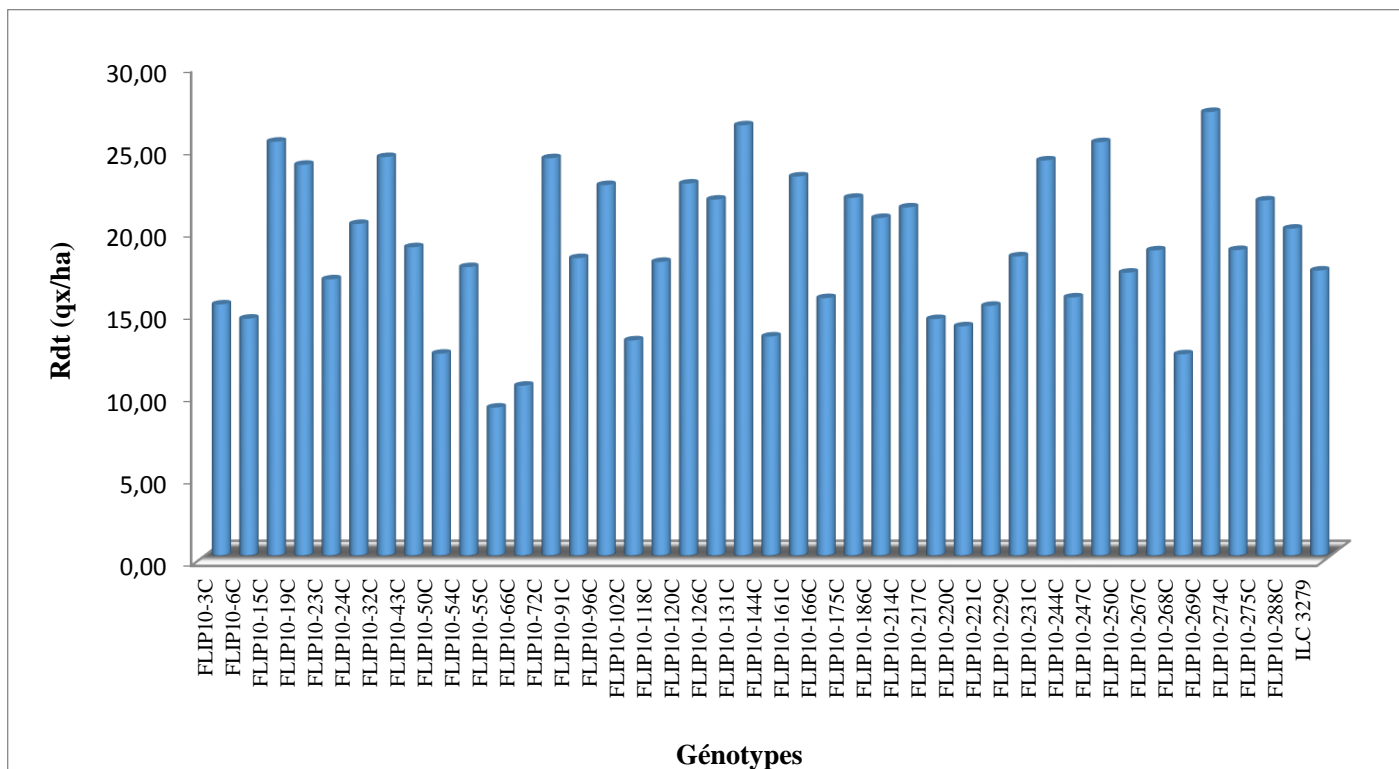
L'histogramme 08 indique que les génotypes suivants: (FLIP10-6C, FLIP10-50C, FLIP10-15C) dont leurs valeurs sont variées entre (35 et 40 g), produit le poids de cent grains le plus élevée par rapport le témoin qui atteint un PCG égale à (29 ,36g). Par contre le nombre le plus faible de PCG est enregistré chez les génotypes suivants : (FLIP-72C, FLIP-91C) dont leurs valeurs sont variées entre (27 et 28g). L'analyse de la variance n'a révélé aucune différence significative entre les génotypes (annexe 08).



Histogramme 08 : Variation poids de cent grains.

2.9. Rendement en gains (qx/ha)

L'histogramme 09 indique que les géotypes suivants: (FLIP10-247C, FLIP10-269C, FLIP10-15C, FLIP-131C) dont leurs valeurs sont variées entre (25 et 27 g), produit le rendement en grain le plus élevée par rapport le témoin qui atteint un Rdt égale à (17,32g). Par contre le nombre le plus faible de Rdt est enregistré chez les géotypes suivants : (FLIP-55C, FLIP-66C) dont leur valeur moins de (10qx/ha). L'analyse de la variance n'a révélé aucune différence significative entre les géotypes (annexe 09).



Histogramme 09 : variation de rendement.

2. Discussion générale

La mise en culture de la collection des 41 géotypes de pois chiche a montré une variabilité génotypique significative pour les paramètres de croissance et non significative pour les paramètres de rendements étudiés à la déficience en phosphore. Elle indique une importante diversité biologique entre ces géotypes de pois chiches.

D'un côté notre résultat montre que le nombre des plantes levée/m² n'a pas révélé une différence significative entre les géotypes, Ce résultat Peut être expliquée par Les pertes dues essentiellement à la très faible faculté germinative chez les géotypes (FLIP10-50C et FLIP10-66C) respectivement (47 et 52%). Dans ce cas la déficience en phosphore ne subis aucun effet sur le nombre des plantes levée.

Nos résultats ont rapporté que la ramification secondaire et la hauteur de pois chiche a révélé une différence hautement significative entre les géotypes. Ainsi, nous avons observé la biomasse des parties aériennes ainsi que la partie racinaire ont été significativement affectés par la déficience en phosphore. Peut s'expliqués par l'adaptation des certaine géotypes au déficit en P dans le sol et la sensibilité des autres géotypes.

La biomasse sèche de la partie aérienne est un paramètre important pour l'évaluation de la sensibilité des légumineuses à la déficience en phosphore (PAN et al., 2008 ; Alkama ; 2010).

(Djadjaglo et al., 2008) justifie ce résultat par le changement de la morphologie racinaire ; dans un sol déficient en P, le haricot peut développer de longs poils absorbants qui permettent aux plantes d'avoir à leur disposition un plus grand volume de sol et par conséquent un meilleur prélèvement des éléments minéraux plus particulièrement du phosphore.

(Togay, 2008) montre que le phosphore augmente considérablement le poids sec des pousses des légumineuses telles que la Fève, la Lentille et le Soja. En outre, un manque du phosphore a un effet dépressif sur la pousse et la croissance des racines des légumineuses ainsi que sur la surface des feuilles.

Les conditions climatiques du début de campagne 2017 ont permis un bon démarrage de la culture mais l'arrêt des pluies durant tout la période d'avril jusqu'à Mai (figure 8) et pourrait avoir influencé négativement les rendements. Cet arrêt, a en effet, coïncidé avec la phase de floraison, qui est particulièrement sensible à la sécheresse, a un effet direct sur la date de maturité et le rendement en grains de la culture du pois chiche (Summerfield et al., 1996).

A partir de notre étude nous avons remarqué l'absence complète des nodules sur les racines des plantes au pleine de floraison. Ceci peut expliquer ce résultat, sachant que notre sol est moyennement riche en azote, ce qui empêche le pois chiche d'exprimer au mieux son potentiel de la fixation symbiotique ou Cette absence peut être due au déficit hydrique (l'absence d'irrigation).

Des études montre que le déficit hydrique agit sur plusieurs physiologique. Tout d'abord, il réduit très précocement la croissance (Boyer, 1968 ; Acevedo et al., 1971 ; Hsiao, 1973). L'effet du déficit hydrique sur la fixation de l'azote est bien documenté. Une baisse de l'activité fixatrice des nodosités détachées de la racine a été observée par Pankhurst et Sprent (1975).

D'autre côté Nos résultats ont rapporté que les paramètres de rendement (le nombre des gousses, poids de cent grains, rendement (qx/ha) n'a révélé aucune différence significative entre les génotypes de pois chiche.

Les faibles précipitations, l'absence d'épandage phosphore et la concurrence des mauvaises herbes au moment au de la formation des grains a généré une mauvaise formation des grains ce qui a influé sur leur poids. Pour **Khana et al, (1987)**, le poids des grains est une composante capitale du rendement du pois chiche.

Beebe et al., (1997) ont signalé l'existence d'une variation génétique de l'efficacité d'utilisation du P chez le haricot, efficacité qu'ils ont attribuée à l'origine géographique des cultivars utilisés. Ils suggèrent que les génotypes à haut rendement en conditions de limitation phosphatée seraient les plus efficaces pour l'utilisation du P. Par contre, **Sattelmacher et al. (1994)**, pensent que les génotypes pouvant bien produire en conditions limitations en éléments minéraux ne soient pas nécessairement les plus performants en conditions de disponibilité minérale et vice versa. Les résultats de **Stelling et al. (1996)** concernant la fève ont confirmé ce constat.

Nos résultats sont similaires à celles de **Whiteaker et al. (1976)**. **Gerloff (1977)** et **Pereira et Bliss (1987)** ont montré qu'il existe des différences entre cultivars quant à leur tolérance à la carence phosphatée. La sélection de variétés résistantes pourrait donc s'avérer intéressante. Néanmoins, dans leur étude réalisée en Colombie sur 30 variétés de phaseolus. **Graham et Rosas (1979)** n'ont pu identifier dans des sols pauvres en phosphore.

Conclusion générale

Conclusion générale

En Algérie, la culture du pois chiche occupe une place importante parmi les légumineuses alimentaires. En plus de son utilisation comme source de protéines, le pois chiche participe à l'amélioration de la fertilisation du sol grâce à sa capacité à fixer l'azote atmosphérique.

La production algérienne de pois chiche par exemple, reste très faible au regard des importations qui s'élèvent chaque année. Cette production s'est toujours heurtée aux effets des contraintes biotique et abiotique. Ce qui laisse le pays souffrir d'une production agricole insuffisante.

La mise en culture des 41 génotypes de pois chiche a montré une variabilité génotypique significative pour certains paramètres agronomiques et phénologiques étudiés. Elle indique une importante diversité biologique entre ces génotypes de pois chiches.

Lorsqu'il est matériellement impossible de modifier le milieu (la carence en phosphore, la sécheresse, température élevée du sol, excès temporaire de N...). On peut envisager de légumineuses adaptées à ces conditions défavorables, ou identifier des nouveaux génotypes tolérants dans telles conditions.

Dans cette étude nous avons sélectionné les meilleurs génotypes qui présentent des meilleurs rendements et adaptent mieux aux conditions édapho-climatiques de la région de Khemis Miliana de zone semi-aride. Parmi ces génotypes FLIP10-43C, FLIP10-3C, FLIP10-15C, FLIP10-144C et FLIP10-274C, se sont montrés les plus performants.

Références
Bibliographiques

AAC, 2004. Pois chiche: Situation et perspectives. Le bulletin bimensuel, 17(15) ; 4 p.

Abbaset Aslam M, Abbas Q, Mohy-ud-Din K, Ullah G (2010) Réponse du haricot mungo (*Vigna radiata*) aux engrais phosphatés sous un climat aride, Le Journal des Sciences Animales et Plantes, page: 83-86.

Acevedo.E., Hsiao, T.C. et Hendeson. D.W. 1971. Immediate and subsequent growth responses of maize leaves to changes in water status. *Plant Physiol.* 48: 631-36.

Ahmed F, Gaur PH, Crosse J (2005) Genetics resources, chromosomes, In Singh J., Prem et Jauliam. Ed. Quae. Vol.1. 326P.

Akhtar Ayyub M (2001) Evaluation of chickpea germplasm, fungitoxicant, organic and inorganic material for the management of wilt *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Thèse de Doctorat. Université de l'agriculture, Faisalabad, Pakistan; 132 p.

Alkama N., 2010. Adaptation de la symbiose rhizobienne chez le haricot à la déficience en phosphore : détermination de la réponse de la plante en termes d'échange gazeux et de flux minéraux échangés avec la rhizosphère. Thèse Doc. ENSA. El Harrach, Alger, 174p.

Alkama N, Bolou EBB, Vailhe H, Roger L, Ounane SM, Drevon JJ (2008) genotypic variability in P use efficiency for symbiotic nitrogen fixation is associated with variation of proton efflux in cowpea rhizosphere. *Soil Biol. Biochem.* (In Press). 10.1016/j.soilbio.2008.11.017

Allali H, Boussouar K (2007) Etude des besoins en eau de la culture de pois chiche (*Cicer arietinum*) dans la région de Sidi Bel Abbés mémoire de fin d'étude de DES biologie et physiologie végétale.

Amijee F, Barroclough PB, Tinker PB (1991) Modeling phosphorus uptake and utilization by plants. 72a, 62-75.

Ayadi A (1986) Analyse agronomique de différents types de pois chiche : Influence de la date de semis. Diplôme d'agronomie approfondie. ENSA, France, 73p.

Babar B. M., Shah T. M., Abbas G. and Ahsanul haq M., 2009. Genotype X environment interaction for seed yield in Kabuli chickpea (*Cicer arietinum* L). genotypes developed through mutation breeding. *Pakistan Journal of Botany.* 4:1883-1890. *bacteria. Soil and environment.,* 1: 56-59.

Bacha F. et Ounane S. M., 2003. Etude de l'effet du stress hydrique sur les Activités des enzymes

nitrate réductase et nitrogénase de la culture du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Institut National de la Recherche agronomique d'Algérie., **13**:1111-1992.

Bamouh A., Noufiri H., Zeggaf T. et Moutawakil H., 2002. Développement et application d'un modèle de simulation du bilan hydrique (AGROSIM) à la prévision des rendements de la fève et du pois chiche en zone semi-aride marocaine. Proceedings de la Conférence Internationale ; Politiques d'irrigation: Considérations micro et macroéconomiques. Agadir, Maroc : 638-665.

Baumgartner A., 1998. Le pois chiche : la viande des pauvres. *Tabula*, 3: 16–19.

BEJIGA et VANDER MAESEN L.J.G., 2007- *Cicer arietinum* L, In; Brink. M.

Ben Mbarek K., Boujelben A., Boubaker M. et Hannachi C., 2009. Criblage et performances agronomiques de 45 géotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) soumis à un régime hydrique limité. *Biotechnologies Agronomique et Sciences Environnementales.*, 3:381-393.

Berger J., Abbo S. and Turner N.C., 2003. Ecogeography of annual wild Cicer species: The poor state of the world collection. *Plant Genetic Resources. Crop Sci.*, 43:1076-1090.

Bohloul BB, Ladha JK, Garrity DP et George T (1992) Biological nitrogen fixation for sustainab.

Boyer, J.S. 1968. Relationships of potential to growth of leaves. *Plant physiol.* 43: 1056-62.

Bouzerzour ,H., A. Djekoune, A. Benmhammed et L. Hassous, 1998. Contribution de la biomasse aérienne, de l'indice de récolte et de la précocité au rendement en grain de l'orge (*H. vulgare* L.) en zone semi-aride d'altitude. *Cahiers Agricultures*;7, 307 -317.

Bouznad Z., Maatogui M.E.H. et Labdi M., 1996. Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaires en Algérie. In : Ezzahiri B., Lyamany A., Farih A. et El Lyamany M. Symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires IMP, El Maarif Al Djadida, Rabat, Maroc : 13-19.

Braun P. H., Planquaert P. H., Wery J., 1988. Pois chiche : culture, utilisation; Brauchure. Ed. ITCF 11p.

Brencic, A., and Winans, S.C. (2005). Detection of and response to signals involved in host-microbe interactions by plant-associated bacteria. *Microbiol Mol Biol Rev* 69, 155-19

Brink M., Belay G. 2006. Ressource végétales de l'Afrique tropicale 1 céréales et légumes secs. Fondaton PROTA, Wageningen, Pays-Bas/Backuys Publishers, Leiden, Pays-Bas/ CTA, Wageningen, Pays-Bas: 328 pp.

- Burton, M., Elkan, G. (1985).** Multiple antibiotic resistance in *Rhizobium japonicum*. *Appl. Environ. Microbiol.* 37: 867- 870.
- Chakraborti D., Sarkar A., Gupta S. and Das S., 2006.** Small and large scale genomic DNA isolation protocol for chickpea (*Cicer arietinum* L.), suitable for molecular marker and transgenic analyses. *African Journal of biotechnology.*, 8: 585-589.
- Chérif M., Arfaoui A. and Rhaim A., 2007.** Phenolic compounds and their rol in Bio-control and resistance of chickpea to fungal pathogenic attacks. *Tunisian Journal of Plant protection.*, 2:7-12.
- Christiansen I. & Graham P.H. (2002)** Variation in di-nitrogen fixation among Andean bean (*Phaseolus vulgaris*) genotypes grown at low and high of phosphorus supply. *Field Crops Resherch*, 73: 133-142.
- Condrón L.M. & Tiessen H. (2005)** Interactions of organic phosphorus in terrestrial environments. In: Turner B.L., Frossard E. and Baldwin D.S. Eds, *Organic Phosphorus in the Environment*. CABI Publishing, Wallingford, Oxon, UK, p. 295-307.
- Cooper J.E. (2007).** Early interactions between legumes and rhizobia: disclosing complexity in a molecular dialogue. *Journal of Applied Microbiology* 103: 1355-1365.
- Cortés-Giraldo I, Megías C, Alaiz M, Girón-Calle J, Vioque J.2016.** Purification of free arginine from chickpea (*Cicer arietinum*) seeds. *Food Chem.* 2016 Feb 1; 192:114-8.
- d'études supérieures en sciences agronomiques.. Mémoire de thèse p11.
- Daoui K., 2007.** Recherche de strategies de l'amélioration de l'efficience d'utilisation du phosphore chez la fève (*Vicia faba* L.) dans les conditions d'agriculture pluviale au Maroc. Thèse Doctorat. Université Catholique de Louvain. Maroc. 217p.
- Djadjaglo D., Richter C., 2008.** Efficacité du prélèvement du phosphore par les plantes *Sorghum bicolor* L., *Moench et Phaseolus vulgaris* L. *Agro Solution* 19 (2), 45-50.
- Djennadi , F., 2003.** Etude d'une structure de peuplement pour l'amélioration du rendement de la culture de pois chiche dans la zone sub-humide, .*Rev Céréaliculture* n°39. Ed- ITGC EL-Harrach Alger: 29-37.
- Domergues Y., et Mangenot B., 1970.** *Ecologie microbienne du sol*. Ed. Masson et Cie Paris, 796p.

- Downie JA.**, 2005. Legume haemoglobin : symbiotic nitrogen Fixation needs bloody nodules. *Curr Biol* 15, 6 p.
- Doyle, J.J., and Luckow, M.A. (2003).** The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a phylogenetic context. *Plant Physiol* 131, 900-910.
- Doyle, JJ., and Luckow, M.A (2003).** The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a world of declining renewable resources. *Plant Physiol* 127, 390-397.
- Duhoux E., et Nicole M. (2004)** .biologie végétale: association et interactions chez les plantes. Atlas, Dunod, Paris, 166p.
- Duke J.A. 1981.** Legumes of world economic importance Ed .Plenum press,New-York and London, 25p.
- Dupuy Y., Nougier P. 2005.** Les microorganismes. Du gène à la biosphère. Edition Ellipses. Paris.
- Durante, M. and C. Gius, 1997. Légume seeds: protéine content and nutritionnel value. *Field Crop Res.*, 53: 31–45. **El-Aoufir A., 2001.** Etude du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum*) cause par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *Cicero*. Evaluation de la fiabilité de l'analyse isoenzymatique et de la compatibilité végétative pour la caractérisation des races physiologiques. Thèse de Doctorat, Université Laval, P161.
- Elkan G.H., 1992.** Taxonomy of rhizobia. *Canadian Journal of Microbiology* 38, 446-450.
- ENCARTA., 2005-**Encyclopédie encarta.
- Erler F., Ceylan F., Erdemir T., and Toker C., 2009.** Preliminary results on evaluation of chickpea, *Cicer arietinum*, genotypes for resistance to the pulse beetle, *Callosobruchus maculatus*. *Journal of Insect Science.*, 9:58-72.
- FAOSTAT, 2016:** base de données de l'organisation mondiale de l'agriculture et de l'alimentation www.foa.org chickpea-statistical.
- Foucher F et Kondorosi E. (2000).** Cell cycle regulation in the course of nodule organogenesis in *Medicago*. *plant Mol Biol.* 43: 773-786
- Foucher F, Kondorosi E (2000)** Cell cycle regulation in the course of nodule organogenesis in *Medicago*. *Plant Molecular Biology* 43: 773 – 786

- Foucher F., & Kondorosi E. (2000).** Cell cycle regulation in the course of nodule organogenesis in *Medicago*. *Plant Molecular Biology* 43: 773-786.
- Frossard, E. 1996.** Le rôle de la fertilité du sol dans l'agriculture durable. *Revue Suisse agric. ;* 28 (4) : 193-197.
- Frossard, E., Julien, P., Neyroud, J.A. et Sinaj, S. 2004.** Le phosphore dans les sols. État de la situation en Suisse. Cahier de l'environnement no 368. Office fédéral de l'environnement, des forêts et du paysage, Berne. 180 p.
- Gage D.J., 2004.** - Infection and invasion of roots by symbiotic, nitrogen-fixing rhizobia during Acclimation of white lupine to phosphorus deficiency involved enhanced expression of genes *advances* 24: 382-388.
- Gage D.J., 2004.** Infection and invasion of roots by symbiotic, nitrogen-fixing rhizobia during nodulation of temperate legumes. *Microbiol Mol Biol Rev.*68: 280-300
- Gage DJ (2004)** Infection and invasion of roots by symbiotic, nitrogen-fixing rhizobia during nodulation of temperate legumes. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 68: 280–300
- Gage DJ et Margolin W (2000)** Hanging by a thread: invasion of legume plants by rhizobia. *Curr Opin Microbiol.* 3: 613-617.
- Gan, Y.T.; P.R. Miller, P.H. Liu, F.C. Stevenson, et C.L. McDonald., 2002.** Seedling emergence, pod development, and seed yields of chickpea and dry pea in a semiarid environment. (Abstract) *Can. J. Plant Sci.* vol. 82, 3, 531-537.
- Garg N., Geetanjali. (2007).** Symbiotic nitrogen fixation in legume nodules: process and signalling: a review, *Agron. Sustain. Dev.* 27,59-68.
- Gerhard, R. 1993.** Métabolisme des végétaux : Physiologie et biochimie.
- Gerloff. G.C. 1977.** Plant efficiencies in the use of nitrogen. Phosphorus and potasium. In Writh. M.J. (ed) *Plant Adaptation to Mineral Stress in Problem Soil*. Ithaca (New York, Etat-Unis): Cornell University.
- Giroux, M. Cantin, J. M. Rivest, M. and Tremblay G. 2002.** L'évolution des teneurs en phosphore dans les sols selon leur fertilité, leur richesse en phosphore et les types de sol. Colloque sur le phosphore: une gestion éclairée. Drummonville, 6 Novembre 2002.

Graham P.H., Vance C., 2003. Legumes: Importance and Constraints to Greater Use. *Plant Phasseolus* 131, 872-877.

Graham. P.H. et Rsas. J.C. 1979. Phosphorus fertilization and symbiotic nitrogen fixation in common bean. *Agron.J.* 71 :925-26.

Gros A., 1979. Guide pratique de la fertilisation. Ed. Maison rustique paris. 381p

Härtel H, Benning C (2000) Can digalactosyldiacylglycerol substitute for phosphatidylcholine upon phosphate deprivation in leaves and roots of Arabidopsis? *Biochem Soc Trans* 28:729–732.

HANSH R; GOMEZ D; WITT C; HOFFMANN G; PIAW; ENGEL C; JORG K; HEINZ R; WERNER M; KIASEAND RALE R., 2001-Menel. Tabacco plants that lack expression of functional nitrate reductase in roots show changes in growth rates and metabolite accumulation. *J., Exp. Bot:* p1251-1258.

Hassan F., 2006. Heterologous expression of a recombinant chitinase from *Streptomyces olivaceoviridis* ATCC 11238 in Transgénic Pea (*Pisum sativum* L.) Doctorat thesis, University of Damas, Syria, pp.150.

Hinsinger P. (2001) Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. *Plant Soil* 237: 173-195.

Hinsinger P. (2001) Bioavailability of soil organic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. *Plant & Soil* 237, 173-195.

Hinsinger, P. 2001. Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes – a review. *Plant Soil.* 237, 173-195.

Hsiao.T.C. 1973. Plant reponse to water stress. *Ann. Rev. Pant. Physiol.* 24 :519-70.

ICARDA, 1992. Annual Report for 1992; Center Agricultural Research Dry Areas, Aleppo, Syria; 145 pages.

ICRISAT, 2008. Pois chiche. www.mapageweb.umontreal.ca/bruneaua/simon/chapitre11_légumineuses_2.pdf . webmaster-icrisat@cgiar.org Chickpea Consulté le 4/7/2008.

Iqbal A., Ateeq N., Khalil I.A., Perveen S., Saleemullah. (2006). Physicochemical characteristics and amino acid profile of chickpea cultivars grown in Pakistan foodservice. 17: 94-101.

- Iruela M., Rubio J., Cubero J. I. and Millan T. G., 2002.** Phylogenetic analysis in the genus *Cicer* and cultivated chickpea using RADP and ISSR markers. *Theoretical Applied in Genetics.*, **104**:643-651.
- ISMA. 1980.** Guide sur la fertilisation phosphatée. Ed. J. Duculot, Gembloux, 60p.
- ITGC, 2011.** La lentille et le pois chiche pour une conduite mécanisée. ITGC, Algéri;
- ITGC, 2013.** La culture du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). ITGC, Algérie; 5p.
- ITGC., 2003** – “Céréaliculture” revue de l’Institut Technique des grandes Cultures N°40.
- Jaiswal R. et Singh N P, 2001.** Plant Regeneration from NaCl Tolerant Callus/Cell Lines of Chickpea, *International Chickpea and pigeonpea Newsletter*, N°8; ICRISAT International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics; Patancheru 502 324, Andhra Pradesh; 73 pages.
- Jaiswal, R. et N.P. Singh, 2001.** Plant Regeneration from NaCl Tolerant Callus/Cell Lines of Chickpea, *International Chickpea and pigeonpea Newsletter*
- Joner, E.J. Ravnskov, S. and Jakobsen, I. 2000.** arbuscular mycorrhizal phosphate transport under monoaxenic conditions. *Biotechnology Letters*; 22, 1705 – 1708.
- Joseph S., Jisha M. S., 2009.** Buffering Reduces phosphate Solubilizing Ability of Selected strains of Bactéria. *World journal of Agricultural Sciences*, 5(1): 135-137.
- Kamel, M. 1990.** Winter chickpea: Status and prospects. *Option Méditerranéenne - Séries Séminaires*, 9, 145-150.
- Kassem, Z., S. Lev-Yadun, A. Goper, P. Weinberg et S. Abbo, 2006.** Chickpea domestication in the Neolithic Levant through the nutritional perspective. *Journal of Archaeological Science*; pages: 1-5.
- KECHACHE. K., 2005** –Contribution à l’étude de l’effet de la fertilisation phosphate à base des engrais SSP 20% et TSP 40% sur le pois chiche mémoire de fin d’études
- Khan H., Zeb A., Ali Z. and Shah S. M., 2009.** Impact of five insecticides on chickpea (*Cicer arietinum* L.) nodulation, yield and nitrogen fixing rhizospheric
- Kouas ,S. , Louche, J. , Debez ,A. , Plassard ,C. , Drevon ,J.J. , Chedly ,A.,2009** .L’effet de la carence en phosphore sur la phosphatase acide et des activités de phytases dans haricot commun (*Phaseolus Vulgaris*L.) sous la fixation symbiotique de l’azote.

- Kulkarni S., Surange S., Nautiyal C.S., 2000.** Crossing the limits of Rhizobium
- Kurdali, F. 1996.** Nitrogen and phosphorus assimilation, mobilisation and partitioning in rainfed chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Field Crops Research* 47: 81-92. existence in extreme conditions. *Curr. Microbiol* 41, 402-409.
- Ladizinsky, G. 1987.** Pulse domestication before cultivation. *Econ. Bot.* 41, 60-65.
- Larsen S. (1967)** Soil phosphorus. *Adv Agron* 19: 151-210.
- Leport L., Turner N.C., Davies S.L. and Siddique K.H.M., 2006.** Variation in pod production and abortion among chickpea cultivars under terminal drought. *Europ. J.*
- Lerot B., 2006.** Les éléments minéraux. 34 p.
- Leytem A.B., Mikkelsen R.L. & Gilliam J.W. (2002)** Sorption of organic phosphorus compounds in Atlantic coastal plain soils. *Soil Sci* 167: 652-658.
- Limpens E, Bisseling T (2003)** Signaling in symbiosis. *Current Opinion in Plant Biology* 6: 343–350.
- Longfei Zhao, Zhenshan Deng, Wenquan Yang, Ying Cao . Entao Wang, Gehong Wei, 2010.** Diverse rhizobia associated with *Sophora alopecuroides* grown in different regions of Loess Plateau in China.
- Lopez-Bellido L., Lopez-Bellido R.J., Castillo J.E. and Lopez-Pellido F.J., 2004.** Chickpea response to tillage and soil residual nitrogen in a continuous rotation with wheat I. Biomass and seed yield. *Field Crops research* 88: 191-200.
- Louche, J. 2009.** Régulation de la sécrétion des phosphatases acides des champignons
- Maheri-Sis1 N., Mohammad Chamani1, Ali-Asghar Sadeghi1, Ali Mirza-Aghazadeh and Abolfazl Aghajanzadeh-Golshani .(2008).** Department of Animal science, Islamic Azad University-Science and Research Branch, Tehran, Iran
- Marschner, H. 1995.** Nutrient availability in soils. In : *Mineral nutrition of higher plants* Eds, Academic Press, London, UK, p. 483-507.
- Mateos P.F., Baker D.L., Petersen M., Velázquez E., Jiménez-Zudro J.I., Martínez-Molina E., Squartina A., Orgambide G., Hubbell D.H et Dazzo F.B. (2001).** Erosion of root epidermal cell

walls by Rhizobium polysaccharide-degrading enzymes as related to primary host infection in the Rhizobium-legume symbiosis. *Can J Microbiol.* 47: 475-487

Mengel K et Kirkby E (2001) Principal of plant nutrition. 5^{ème} edition. Klumer Academic Publishers, 849p

Morel, C. Tunney H. Plenet, D. and Pellerin, S. 2000. Transfer of phosphate ion between soil and solution: perspective in soil testing. *J. Environ. Qual.*; 29: 50-59.

Moulin L., 2002. Etude moléculaire de la diversité symbiotique des rhizobia: de l'analyse du gène nod A à l'identification de rhizobia au sein des bêta-protobactéries. Thèse doctorat en science biologique. Université Claude Bernard Lyon I. France. P289.

Muehlbauer F. J. and Rajesh P. N., 2008. Chickpea, a common source of protein and starch in the semi-arid tropics. PH. Moore, R Ming (eds.) *Genomics of tropical crop plants.*

Naghavi M. R., Jahansouz M. R. (2005). Variation in the agronomic and morphological traits of Iranian chickpea accessions. *J. Integr. Plant. Biol.* 47(3): 375-379.

Nestel P, Cehun M, Chronopoulos A. 2004. Effects of long-term consumption and single meals of chickpeas on plasma glucose, insulin, and triacylglycerol concentrations. *Am J Clin Nutr.* March; 79 (3):390-5.

Nielson D.C., 2001. Production functions for chickpea, field pea and lentil in the central Great Plains. *Agronomic Journal*, 93: 563-569.

Norihiro, M. Satorn, O. Yuniko, S. Shigeru, S. Tomohiko, K. Satoshi H. and Daisuke, S. 1994. Over expression of an Arabidopsis thaliana high-affinity phosphate transporter gene in tobacco cultured cells enhances cell growth.

Olivera M., Tejera N., Iribarne C., Ocana A., Lluch C., 2003. Effect of phosphorus on nodulation and nitrogen fixation by *Phaseolus vulgaris*. In : E. Velazquez et C Rodriguez-Barrueco (eds), *First International Meeting on Microbial Phosphate Solubilization*. pp. 157-160.

Ott T, van Dongen JT, Gunther C, Krusell L, Desbrosses G, Vigeolas H, Bock V, Czechowski T, Geigenberger P, Udvardi MK. 2005. Symbiotic leghemoglobins are crucial for nitrogen fixation in legume root nodules but not for general plant growth and development. *Current Biology.* 15: 531-535.

Ould Said H, 2005. La culture des légumes secs en Algérie situation actuelle et possibilité d'amélioration.

Pan X.W., LI W.B., Zhang Q.Y., LI Y.H., LIU M.H., 2008. Assessment on Phosphorus efficiency Characteristics of Soybean Genotypes in phosphorus-deficient Soils. *Agricultural Sciences in China* 7(8), 958-969.

Pankhurst. C.E. et Sprent. J. 1975. Effet of water stress on the respiratory and nitrogen fixing activity of soybean root nodule. *J.Exp. Bot.* 26: 287-304.

Patriarca E.J., Tate R., Ferraioli S., & Iaccarino M. (2004) Organogenesis of legume root nodules. *Int Rev Cytol* 234: 201-262.

Pereira. P.A.A. et Bliss. F.A. 1987. Nitrogen fixation and plant growth of common bean *phaseolus vulgaris* (L) at diferent levels of phosphorus avialability. *Plant and soil* 104: 79-84.

Perry J.J., staley J.T., Lory S., 2004. Microliologie. Edition Dunod, Paris.

Pierzynski, G.M. Sims, J.T. and Vance, G.F. 1994. Soils and environments quality. Ed. Lewis publishers, pp. 103-141.

Plancquaerr PH. et Wery J .,1991. pois chiche- Culture et utilisation. Brochure Ed. ITCF Paris France 1991.11p.

Presses polytechniques et universitaires, Romand, Suisse. pp. 38-42.

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.

Redden R. J., and Berger J.D. (2007). History and origin of chickpea. In; Yadav.S.S., Reddan.R.J.,Chen. W.,Sharma.B., editors. Chickpea breeding and management. CAB international, Walling ford,.U.K., 1:1-13

Rees D. C. & Howard J.B. (2000) Nitrogenase: standing at the crossroads. *Curr.Opin.Chem.Biol.* 4:559-566.

Rekha K. T. and Thiruvengadam M., 2009. An efficient Micropropagation of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Phillip Agriculture Scientist.*, 3: 320-326.

Rengel Z and Marschner P 2005. Nutrient availability and management in the rhizosphere: exploiting genotypic differences. *New Phytologist* 168, 305-312.

- 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.
- Richter Gerhard. 1993.** Métabolisme des végétaux, physiologie et biochimie .Ed. presse polytechniques et universitaires Romandes.526p.
- Roberts, E.H., R.J. Summerfield, F.R. Minchin, et P. Haley, 1980.** Penology of chickpea (*Cicer arietinum* L.) In: Contrasting aerial environments. Experimental Agriculture; 16, 343-360 in AbadII, 1991).
- Rodriguez H., Fraga R., Gonzalez T., Bashan Y., 2006.** Genetics of phosphate solubilization and its potential applications for improving plant growth-promoting bacteria. Plant and Soil, 287: 15-21.
- 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.
- Saxena M. C et Singh K B. 1987.** The chickpea. Ed- CAB internat., 399 p.
- 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.
- Silim S.N. ET Saxena M.C., 1993.**Adaptation of spring-sown chickpea to the Mediterranean basin. Response to moisture supply, Field Crops Research, 34: 121-136.
- Silim, S.N. et M.C. Saxena, 1993a.** Adaptation of spring-sown chickpea to the Mediterranean basin. I. Response to moisture supply, Field Crops Research, 34, 121 -136.
- Silim, S.N. et Saxena, M.C. 1993b.** Adaptation of spring-sown chickpea to the Mediterranean basin. II. Factors influencing yield under drought. Field Crops Res., 34,137-146.
- Simon, J.P. 2005.** Sommaire du CHAPITRE 11; Les légumineuses (suite). pdf ; In : Les principales plants alimentaires du monde : Origines, évolution, culture et utilisations Université de Montréal - Page mise à jour le 12/09/2005. http://www.bio.umontreal.ca/cours/Plants_Utiles/Plants.htm#note Consulté le 14/5/2008.
- Singh K.B.1997.** Chickpea(*Cicer arietinum* L.) .Field crops research, 53(1-3): 161-170.

Singh K. B. and Ocampo B., 1997. Exploitation of wild *Cicer* species for yield improveemnt in chickpea. Theor Appl Genet.,**95**: 418-423.

Slama F., 1998.Cultures industrielles et légumineuses à graines. Ed. Centre de diffusion Universitaire Tunisie, en Arabe; 300 p.

Smithson J. B., Thompson J. A. and Summerfield R. J., 1985. Chickpea (*Cicer arietinum* L.). In: Summerfield R. J. and Roberts E. H. (Eds), Grain Legume Crop,pp.312-390. Collins, London, UK.

Sulieman S., Ha C.V., Schulze J. & Tran L.S.P. (2013) Growth and nodulation of symbiotic *Medicago*

truncatula at different levels of phosphorus availability. J. Exp. Bot. 64 (10): 2701-2712

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.

Sulieman S., Ha C.V., Schulze J. & Tran L.S.P. (2013) Growth and nodulation of symbiotic *Medicago truncatula* at different levels of phosphorus availability. J. Exp. Bot. 64 (10): 2701-2712.

Summerfield R.J., Ellis R.H. & Craufurd P.Q., 1996. Phenological adaptation to cropping environment. From evaluation descriptors of times to flowering to the genetic characterisation of flowering responses to photoperiod and temperature. Euphytica, 92(1-2), 281-286.

Summerfield, R.J., P. Hadley, E.H. Roberts, F.R. Minchin, et S. Rawthorne, 1984. Sensitivity of chickpea (*Cicer arietinum* L.) to hot temperatures during the reproductive period. Exp. Agric., 20, 77-93

Ticconi CA, Delatorre CA, Lahner B, Salt DE, Abel S (2004) Arabidopsis pdr2 reveals a 16 phosphate-sensitive checkpoint in root development. Plant J 37: 801-814

Timmers A.C.J., Auriac M.C., & Truchet G. (1999) Refined analysis of early symbiotic steps of the Rhizobium-*Medicago* interaction in relationship with microtubular cytoskeleton rearrangements. 126:3617-3628.

Turcotte, P. 2005. Evaluation et phytogénétique du pois chiche (2000-2005) ; Notes pour la recherche d'intérêt public en production de grains No 06.05 ; Rapport final du projet de recherche numéro 18 : Développement et évaluation de lignées de pois chiches (*Cicer arietinum*L.). CEROM ; 17 pages

Vance CP, 2001. Symbiotic nitrogen fixation and phosphorus acquisition plant nutrition in a world of declining renewable resources. *PlantPhysiol* 127:390–397

Vance CP, Uhde-Stone C, Allan DL. 2003. Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. *New Phytologist* 157: 423–447.

Verghis T.I., McKenzie B.A Et Hill G.D.1999. Phenological development of chickpea (*Cicer arietinum* L.) in Canterbury, New Zealand. *New Zealand Journal of crop; and Horticultural Science* 27, 249 – 256

Viveros A., Brenes A., Elices R., Arija I., Canales R. (2001). Nutritional value of raw and autoclaved kabuli and desi chickpea (*Cicer arietinum* L.) for growing chickens. *Brit. Poult. Sci.* 42: 242-251.

Wais ,R.J ., Keating ,D.H., Long ,S.R., 2002. Structure-function analysis of nod factor-induced root hair calcium spiking in *Rhizobium-legume* symbiosis. *Plant Physiology*, 129,211-24.

Wang Y., Lin M., Tian Z., Elmerich G., and Newton, W., 2005: Biological Nitrogen Fixation, Sustainable Agriculture and the Environment, page: 254, edition Springer.

Wery J., 1990. Adaptation to frost and drought stress in chickpea and implications in plant breeding. In: Saxena M.C, Cubero J.I. and Wery. Present status and future prospects of chickpea crop production and improvement in the Mediterranean countries, *Options Mediterranean's, Series Seminars* 9, CIHEAM, and Paris: 77-85.

Wery, J., S.N. Silim, E.J. Knights, R.S. Malhotra et E. Cousin.1994. Screening techniques and sources of tolerance to extremes of moisture and air temperature in cool season food legumes. *Euphytica*; 73, 73-83.

Whiteaker. G., Gerloff. G.C., Gabelman.W.H. Et Lindgreen. D. 1976. Intraspecific differences in growth of beans at stress levels of phosphorus. *J. Am.soc. Hortic.* 101: 472-75.

Yu, H., Liu, S. C., and Dickinson, R. E. 2002. Radiative effects of aerosols on the evolution of the atmospheric boundary layer, *J. Geophys. Res.*, 107(D12), 4142, doi: 10.1029/2001JD000754,

Yusuf A. M., Krishnamurthy L., Saxena N. P., Rupela O. P., Kumar J. and Johansen C., 2002. Scope for genetic manipulation of mineral acquisition in chickpea. *Plant and soil.* 245:123-134.

Zapata E., Roy R.N., 2004. Utilisation des phosphates naturels pour une agriculture durable. *Bulletin FAO : engrais et nutrition végétale* 13, 25-29.

Zulet MA, Macarulla MT, Portillo MP, Noel-Suberville C, Higuieret P, Martínez JA. 1999. Lipid and Glucose utilization in hypercholesterolemic rats fed a diet containing heated chickpea (*Cicer arietinum* L.): a potential functional food. *Int J Vitam Nutr Res Nov*; 69(6):403-11.

Annexes

Annexe 1 : Modélisation de la variable nombre de plant/m² :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Blocs	1	126.617	126.617	6.428	0.015
Génotypes	40	1131.831	28.296	1.437	0.128
Résidus	40	787.890	19.697		
Total	81	2046.338			

Annexe 2 : Modélisation de la variable nombre de ramification :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Blocs	1	62.170	62.170	5.784	0.021
Génotypes	40	884.859	22.121	2.058	0.012
Résidus	40	429.960	10.749		
Total	81	1376.989			

Annexe 3 : Modélisation de la hauteur de la végétation :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Blocs	1	173.160	173.160	7.027	0.011
Génotypes	40	2408.459	60.211	2.444	0.003
Résidus	40	985.629	24.641		
Total	81	3567.248			

Annexe 4 : Modélisation de la variable biomasse sèche aérienne :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Génotypes	40	2924.131	73.103	37.501	< 0,0001
Résidus	41	79.924	1.949		
Total	81	2924.131			

Annexe 5 : Modélisation de la variable biomasse sèche racinaire :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Génotypes	40	273.961	6.849	82.942	< 0,0001
Résidus	41	3.386	0.083		
Total	81	273.961			

Annexe 6 : Modélisation de la variable nombre des fleurs/plant :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Blocs	1	1683.982	1683.982	10.576	0.002
Génotypes	40	12371.303	309.283	1.942	0.019
Résidus	40	6369.148	159.229		
Total	81	20424.433			

Annexe 7 : Modélisation de la variable nombre des gousses/plant :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Blocs	1	19.610	19.610	0.106	0.747
Génotypes	40	5933.388	148.335	0.800	0.758
Résidus	40	7414.795	185.370		
Total	81	13367.793			

Annexe 8 : Modélisation de la variable poids de 100 grains :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Blocs	1	40.054	40.054	2.779	0.103
Génotypes	40	617.197	15.430	1.071	0.415
Résidus	40	576.460	14.412		
Total	81	1233.712			

Annexe 9 : Modélisation de la variable rendement qx/ha :

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test F	Pr
Blocs	1	17.372	17.372	0.530	0.471
Génotypes	40	1239.244	30.981	0.945	0.571
Résidus	40	1311.933	32.798		
Total	81	2568.549			

Résumé

Dans le but de sélectionner des génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) tolérants à la déficience en phosphore, nous avons cultivé 41 génotypes de pois chiche au niveau de la station expérimentale de l'ITGC de Khemis-Miliana. Ces génotypes ont montré différents niveaux de tolérance aux conditions environnementales de la région de Khemis Miliana et la faible disponibilité de leur sol en P. Sous ces conditions, les génotypes : FLIP10-43C, FLIP10-3C, FLIP10-15C, FLIP10-144C, FLIP10-274C se sont révélées les plus productions et tolérants aux conditions édapho climatiques de la région et pour le phosphore.

Mots clés : Pois chiche, sélection, génotypes, tolérant, phosphore.

Summary

In order to select chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes tolerant to phosphorus deficiency, we have grown 41 genotypes of chickpeas at the Khemis-Miliana ITGC experimental station. These genotypes showed different levels of tolerance to the environmental conditions of the Khemis Miliana region and the low availability of their soil in P. Under these conditions, genotypes: FLIP10-43C, FLIP10-3C, FLIP10-15C, FLIP10-144C, FLIP10-274C were the most productive and tolerant of climatic conditions in the region and for phosphorus. **Keywords:** Chickpea (*Cicer arietinum* L.), selection, genotypes, tolerant, phosphorus.

ملخص

لغرض اختيار مورثات الحمص (*Cicer arietinum* L.) الأكثر تسامحا لنقص الفسفور و الضغوط الغير الحيوية الاخرى. و من أجل تحديد أفضل مورثة لزيادة الغلة المحتملة. قمنا بزراعة واحد و أربعون نوع جديد من الحمص بالمحطة التجريبية للمعهد التقني للمحاصيل الزراعية الكبرى بخميس مليانة. من خلال تحليل التباين اخترنا المورثات الخمسة الأكثر تسامحا لنقص الفوسفور والظروف المناخية. و اظهرت هذه المورثات مستويات مختلفة من المقاومة مع الظروف البيئية لمنطقة خميس مليانة و قلة توافر الفوسفور في التربة وفي ظل هذه الظروف. المورثات,

FLIP10-43C, FLIP10-3C, FLIP10-15C, FLIP10-144C, FLIP10-274C.

هي المورثات الأكثر انتاجا و مقاومة للظروف المناخية للمنطقة الكلمات المفتاحية : الحمص (*Cicer*

arietinum L), اختيار, متسامح, الفوسفور, مورثات.