

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master

Faculté: Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre

Département: Sciences Agronomiques.

Spécialité : Biotechnologies des Symbioses Végétales



**Etude de la symbiose rhizobienne chez le petit pois (*Pisum sativum* L.)  
cultivée sous contrainte salin : aspects agro physiologiques et  
biochimiques.**

Soutenu le : 27/06/2016

Par

Nom : BEN HADJOURJA

Prénom : Sarra

BENHADJ DJILALI MEGRAOUA

Ghania

**Devant le Jury**

**Président : Mr MOKABLI A. Pr**

**UDB Khemis Miliana**

**Promoteur : Mr LAZALI M. MCA**

**UDB Khemis Miliana**

**Examineurs : Mr BOUSSALHIH B. MCB**

**UDB Khemis Miliana**

Année universitaire : 2015/2016

## *Remerciements*

*Nous tenons à remercier en premier temps Dieu tout puissant qui nous a donné la*

*Force, la sante et le pouvoir pour établir ce mémoire*

*فواللهم لك الحمد كما ينبغي لجلال وجهك وعظيم سلطانك*

*Tout d'abord, Nos remerciements les plus vifs s'adressent à Mr. LAZALI Mohamed pour son encadrement.*

*Nous remercions tous les membres de jurys :*

*-Mr. MOKABLI A. Président du jury*

*-Mr. BOUSSALHIH B. Examineur*

*Nous remercions également Mr KELKOULI Mokhtar chef de département Sciences Agronomiques pour ses informations et précieux conseils.*

*Nous remercions aussi Mr KARA HASSAN, Mr HAMIDI, Mm BRAHIMI, pour leurs aides et tous ceux qui ont participé de près ou/et de loin pour la réalisation de ce modeste travail.*

*Nous remercions énormément tous nos collègues de la spécialité Biotechnologie des symbioses végétales sans oublier bien sûr nos amis pour leurs encouragements et leurs aides.*

*Toutes nos salutations à tous nos collègues de la promotion de master 2016 Agro science pour les sympathiques moments qu'on a passé ensemble.*

*BENHADJOUDDJA . S*

*ET*

*BENHADJDJILALI MAGRAOUA . G*

## Dédicace

*Avec l'aide de ALLAH le tout puissant j'ai achevé ce modeste travail  
qui est le fruit de mes efforts que je le dédie à :*

*Les personnes les plus chères au monde*

*A mon cher père, dont le courage et l'éducation ont fait  
de moi l'être que je suis.*

*A mon adorable mère, dont l'amour et la tendresse  
étaient mon guide.*

*Qu'ALLAH me les garde*

*Pour leur patience et leur réconfort dans les moments de doutes et de  
découragement par leurs prières et leurs sacrifices.*

*Ma grande mère Zohra qui m'a beaucoup soutenu durant mes  
Études et que Dieu la garde pour nous.*

*Ames très chers frères Nassim, Hewari, Hamza, Mouhamed et sa  
femme, Rachide et Abd Elhalim qui je souhaite tout Le bonheur.*

*Ames très chères sœurs Amina et son époux Ridha, Zahra et son  
époux Abdelkader, Linda et son époux Mohamed.*

*A mes aimables petites nièces: Amir, Basset, Ayoub, Noufel, Isslem, Youness  
et Alaa.*

*A mes adorables sœurs Nadia, Amel, Leila, Salima, chafica, Malika  
Sabah, FlZ, Fatiha, Ibtissem, Djamilia pour leurs soutien moral et leurs  
Aides merci d'être la pour moi.*

*Atout la famille BEN Hadj Djilali Megraoua.*

*A mon binôme SARRA avec qui j'ai partagé les bons et*

*Les durs moments.*

*A tous mes amis et les étudiants de la promotion de Biotechnologie des  
Symbiose Végétales.*

*A tous ceux que j'aime.*

**GHANIA**

## *Dédicace*

*Avec l'aide de ALLAH le tout puissant j'ai achevé ce modeste travail qui est le fruit de mes efforts que je le dédie à :*

*Les personnes les plus chères au monde*

*A mon cher père, dont le courage et l'éducation ont fait de moi l'être que je suis.*

*A mon adorable mère, dont l'amour et la tendresse étaient mon guide.*

*Qu'ALLAH me les garde*

*Pour leur patience et leur réconfort dans les moments de doutes et de découragement par leurs prières et leurs sacrifices.*

*A Ma grande mère Fatma qui m'a beaucoup soutenu durant mes Études et que Dieu la garde pour nous.*

*A mes très chers frères Abd el rahmenneet Abdellah à qui je souhaite tout Le bonheur.*

*A mes très chères sœurs Amina et Son époux Redouane, Kaouthar et Son époux Mansour et Fatma.*

*A mes aimables petites nièces: Koussai et aridjdjihane.*

*A mes adorables sœurs Imen, Souraya, Djamilia, Hafidha, kheira, Naïma, Sonia, Marwa, Khadidja, Houda ET Ahlem pour leurs soutien moral et leurs aides merci d'être là pour moi.*

*A mes cousins et cousine, mes oncles, mes tantes, et toute la famille BENHADJOUDDJA et BAHYOU.*

*A mon binôme GHANIA avec qui j'ai partagé les bons et*

*Les durs moments.*

*A tous mes amis surtout Brahem et les étudiants de la promotion de Biotechnologie des Symbiose Végétales.*

*A tous ceux que J'aime.*

**SARRA**

# ***SOMMAIRE***

## **Remerciement**

## **Résumé**

## **Liste des abréviations**

## **Liste des figures**

## **Liste des tableaux**

Introduction générale.....01

## **Partie bibliographique**

### **Chapitre I : Etude de la plante hôte (pisum sativum L.)**

I.1.Généralités.....03

I.2.Origine et répartition géographique.....03

I.3.Classification botanique .....03

I.4.Les variétés de petit pois .....04

I.5.Les caractères morphologiques et physiologiques du petit pois .....05

I.6.Exigences écologiques du petit pois.....07

I.7. Production de petit pois .....07

I.8.Les maladies et les ravageurs de petit pois.....09

### **Chapitre II : La Symbiose rhizobienne chez le petit pois**

II.1.Généralités sur la fixation d'azote .....12

II.2. La symbiose rhizobia-légumineuse ..... 12

II.3. Les rhizobia nodulant le petit pois .....16

### **Chapitre III : La salinité**

III.1.Causes de la salinisation des sols .....17

III.2.Effet de la salinité sur la plante.....17

III.3.Impact de la salinité sur la symbiose rhizobia-légumineuse.....19

III.4.Mécanismes de résistance à la salinité .....19

III.5.Mécanismes de tolérance à la salinité.....20

## **Partie expérimentale**

### **Chapitre IV : Matériels et méthodes**

1. Localisation de l'essai .....	22
2. Echantillonnage du sol.....	22
3. Les analyses physico-chimiques.....	22
4. Matériel végétal .....	24
5. Conditions expérimentales.....	25
6. Gestion de l'essai.....	25
6.1. Semis.....	25
6.2. Irrigation.....	25
6.3. Lutte contre les ennemis.....	25
6.4. Préparation des solutions salines.....	25
7. Paramètres mesurées.....	25
7.1. Hauteur de la tige.....	25
7.2. Détermination de la biomasse aérienne, racinaire et nodulaire.....	25
7.3. Efficacité d'utilisation de la symbiose rhizobienne.....	25
7.4. Dosage de la chlorophylle .....	26
7.5. Dosage de la proline .....	26
7.6. Dosage des sucres solubles.....	27
7.7. Nombre de gousses/plant .....	28
8- Analyse statistique des données.....	28

### **Chapitre V : Résultats et discussion**

1- Caractéristique physico-chimique du sol expérimental .....	29
2. Effet de la salinité sur les paramètres agronomiques.....	29

2.1. Hauteur de la plante.....	29
2.2. Longueur des racines .....	31
2.3. Biomasse nodulaire.....	32
2.4. Biomasse aérienne.....	33
2.5. Biomasse racinaire.....	34
2.6. Efficience d'utilisation de la symbiose rhizobienne.....	35
3. Effet de la salinité sur les paramètres biochimiques.....	37
3.1. Synthèse des pigments chlorophylliens .....	37
3.2. Teneur en sucre solubles.....	40
3.3. Teneur en proline .....	41
3.4. Rendement et ses composantes.....	42
<b>Conclusion générale.....</b>	<b>45</b>

## **Références bibliographiques**

## **Annexes**

## Résumé :

La salinité des sols et des eaux d'irrigation demeure dans les écosystèmes arides et semi arides, un obstacle majeur au développement et à la croissance des végétaux. Cette contrainte sur la symbiose légumineuses-rhizobia se manifeste par un effet osmotique et /ou ionique inhibant les différents processus physiologiques et biochimiques gouvernant la croissance de la plante hôte, la survie et la prolifération des rhizobia et par la suite l'inhibition des processus d'infection et de la fixation biologique de l'azote. Le présent travail porte sur l'impact de la salinité à différentes concentrations variant de 50 à 100 mM de NaCl, sur trois variétés de petit pois (*Pisum sativum L.*).

La capacité des plantes à prévenir et réparer les dommages engendrés sous conditions salines est associée à différents changements physiologiques et biochimiques incluant les variations de la biomasse des plantes, de la teneur en proline, du taux en sucres solubles et de teneur en pigments chlorophylliens. Les résultats obtenus au cours de ce travail montre une diminution de la biomasse et la teneur en chlorophylle des plantes traitées par le sel par rapport aux témoins, par contre, la teneur en proline et sucres solubles a augmenté en situation de stress salin. Ces modifications présentent quelques différences entre les variétés étudiées.

**MOT-CLES:** légumineuses, rhizobia, symbiose, petit pois (*Pisum sativum L.*), salinité, tolérance.

## Abstract

The salinity of the soil and irrigation water remains in the arid and semi-arid regions, a major obstacle to development and to the growth of plants. This constraint on the symbiosis legume-rhizobia is manifested by an osmotic effect and /or the ionic inhibiting the different physiological processes and biochemical governing the growth of the host plant, the survival and proliferation of the rhizobia and subsequently the inhibition of the process of infection and of the biological fixation of nitrogen. This work focuses on the impact of the salinity has differing concentration ranging from 50 to 100 mM NaCl, on three varieties of small peas (*Pisum sativum L.*).

The ability of plants to prevent and repair the damage caused under saline conditions is associated with different physiological and biochemical changes including the variations in the biomass of plants, the proline content, the rate in soluble sugars and chlorophyll pigment content. The results obtained in the course of work shows a decrease in biomass and chlorophyll content of plants treated by the salt by report to the witnesses, by contrast, the proline content and soluble sugars has increased in a situation of stress saline. These changes present a few differences between the diverse studied.

**Key words:** legumes, rhizobia, symbiosis, small peas (*Pisum sativum L.*), salinity, tolerance.

## المخلص:

ملوحة التربة ومياه السقي لا تزال في النظم الايكولوجية القاحلة و الشبه قاحلة عائقا رئيسيا لتطور و نمو النباتات. هذا الضغط على التعايش النباتي و الريزوبيا يظهر في التأثير لحوالي و الأيوني المثبط لمختلف التطورات الفيزيولوجية و البيوكيميائية المتعلقة بنمو النبات المضيف و بقاء الريزوبيا على قيد الحياة و تكاثرها و فيما بعد تثبيط تطورات الإصابة و التثبيت البيولوجي للازوت. العمل الحالي يتناول تأثير الملوحة بتراكيز مختلفة 50 و 100 ممول من كلور الصوديوم على ثلاثة أنواع من البازلاء الصغيرة .

قدرة النباتات لاستدراك و إصلاح الخسائر المسجلة تحت شروط الملوحة مشتركة مع مختلف التغيرات الفيزيولوجية و البيوكيميائية التي تحدث تغيرات الكتلة الحية للنبات، محتوى البرولين، منسوب السكر المذاب و محتوى الأصباغ اليخضورية للنباتات المعالجة بالملح بالنسبة للشواهد، بالمقابل محتوى البرولين و السكر المذاب يزداد في حالة الملوحة هذه التغيرات تظهر بعض الاختلاف بين الأنواع المدروسة.

**الكلمات المفتاحية :** البقوليات، ريذوبيا، تعايش البازلاء الصغيرة ، الملوحة ، التحمل.



## *Liste des abréviations*

**ABA** : Acide abcissique

**AG** : Acide gibbérellique

**BMA** : Biomasse aérienne

**BMN** : Biomasse nodulaire

**CE** : conductivité électrique

**Chl a** : chlorophylle a

**Chl b** : chlorophylle b

**Chl t** : chlorophylle totale

**DO** : densité optique

**EUSR** : Efficience d'Utilisation de la Symbiose Rhizobienne

**FNS** : Fixation Symbiotique d'Azote

**MF** : Matière fraîche

**mM** : Milli molaire

**MO** : Matière Organique

**NaCl** : chlorure de sodium

**nm** : nanomètre

**pH**: Potentiel hydrogène

**ppm**: Partie pour million

**Qx** : quintal

**T<sub>0</sub>** : témoin

**T<sub>1</sub>** : concentration 50 mM de NaCl

**T<sub>2</sub>** : concentration 100 mM de NaCl

**V1** : Mervèille

**V2** : Utrillo

**V3** : Latcha

## *Liste des tableaux*

<b>N° de tableau</b>	<b>Titre</b>	<b>N° de page</b>
<b>1</b>	Variétés de petit pois et de pois mange-tout	<b>4</b>
<b>2</b>	Evolution de superficies, de la production et du rendement du pois dans le monde 2010 - 2014	<b>8</b>
<b>3</b>	Evolution de superficies, de la production et du rendement du pois en Algérie 2010 - 2014	<b>8</b>
<b>4</b>	Principales maladies de petit pois	<b>9</b>
<b>5</b>	Principaux ravageurs de petit pois	<b>11</b>
<b>6</b>	Analyses physico-chimiques du sol	<b>29</b>
<b>7</b>	Classement et regroupements des moyennes de la hauteur de la plante selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>30</b>
<b>8</b>	Classement et regroupements des moyennes de la longueur des racines selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>31</b>
<b>9</b>	Classement et regroupements des moyennes de la biomasse nodulaire selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>33</b>
<b>10</b>	Classement et regroupements des moyennes de la biomasse aérien selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>34</b>
<b>11</b>	Classement et regroupements des moyennes de la biomasse racinaire selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>35</b>
<b>12</b>	Classement et regroupements des moyennes de chlorophylle selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>39</b>
<b>13</b>	Classement et regroupements des moyennes de sucre soluble dans les feuilles selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>41</b>
<b>14</b>	Classement et regroupements des moyennes de nombre des gousses par plante selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%	<b>42</b>
<b>15</b>	Le nombre des graines par plante chez les 3 variétés de petit pois en fonction de l'intensité de stress salin.	<b>43</b>

## *Liste des figures*

<b>N° de figures</b>	<b>Titre</b>	<b>N° de page</b>
<b>1</b>	Etapes de la formation d'un nodule racinaire chez une légumineuse infectée par rhizobia	<b>14</b>
<b>2</b>	Schématisation du bilan de la circulation du sodium dans les plantes incluser ou excluser	<b>20</b>
<b>3</b>	Carte géographique de la commune de Khemis Meliana, Ain Defla.	<b>22</b>
<b>4</b>	La hauteur de la tige chez les 3 variétés de petit pois en fonction du l'intensité de stress salin.	<b>30</b>
<b>5</b>	La longueur des racines chez les 3 variétés en fonction du l'intensité de stress salin.	<b>31</b>
<b>6</b>	Variation de la biomasse nodulaire chez les 3 variétés de petit pois soumises au stress salin.	<b>32</b>
<b>7</b>	Variation de la biomasse aérienne chez trois variétés de petit pois soumises au stress salin.	<b>33</b>
<b>8</b>	Variation de la biomasse racinaire chez les trois variétés de petit pois soumises au stress salin.	<b>34</b>
<b>9</b>	Relation entre les biomasses aériennes et biomasse nodulaires des différentes variétés sans traitement salin.	<b>35</b>
<b>10</b>	Relation entre les biomasses aériennes et biomasses nodulaires des déférentes variétés sous traitement T <sub>1</sub> (50 mM).	<b>36</b>
<b>11</b>	Relations entre les biomasses aériennes et biomasses nodulaires des différentes variétés sous traitement T <sub>2</sub> (50 mM).	<b>37</b>
<b>12</b>	Variation de la teneur en chlorophylle a chez trois variétés de petit pois soumises au stress salin.	<b>38</b>
<b>13</b>	Variation de la teneur en chlorophylle b chez trois variétés de petit pois soumis au stress salin.	<b>39</b>
<b>14</b>	Teneur en sucres solubles dans les feuilles chez les 3 variétés de petit pois en fonction l'intensité du stress salin.	<b>40</b>
<b>15</b>	Teneur en proline dans les feuilles chez les 3 variétés de petit pois en fonction de l'intensité du stress salin.	<b>41</b>
<b>16</b>	le nombre des gousses par plante chez les 3 variétés de petit pois en fonction de l'intensité du stress salin.	<b>42</b>
<b>17</b>	Le nombre des graines par plante chez les3 variétés de petit pois en fonction du l'intensité de stress salin.	<b>43</b>

## *Liste des photos*

<b>N°de tableau</b>	<b>Titre</b>	<b>N° de page</b>
<b>1</b>	La plante du pois ( <i>Pisum sativum</i> L.)	<b>5</b>
<b>2</b>	Feuilles du pois ( <i>Pisum sativum</i> L.)	<b>5</b>
<b>3</b>	Fruit du petit pois ( <i>Pisum sativum</i> L.)	<b>6</b>
<b>4</b>	Graines du petit pois ( <i>Pisum sativum</i> L.)	<b>6</b>
<b>5</b>	les semences du petit pois ( <i>Pisum sativum</i> L.)	<b>24</b>

# **Introduction**

## **Général**

### Introduction générale

Les légumineuses à graines restent toujours une part importante de l'alimentation particulièrement dans les pays en développement où elles sont la principale source de protéines pour l'homme (**Broughton, 2003 ; Kangfu, 2011**). Citons le haricot en Amérique Latine, le Pois chiche, la lentille et la fève dans le bassin méditerranéen, le soja en Asie sans oublier l'arachide et le pois dans le monde entier.

Dans le bassin méditerranéen, la culture des plantes légumineuses occupe une place primordiale au niveau des agro-systèmes vu leurs intérêts agronomiques, économiques et nutritionnels qu'elles apportent via leur symbiose avec les rhizobia (**Faghire et al., 2011 ; Lazali et al., 2014**). En effet, cette symbiose fournit l'azote nécessaire pour la croissance et le développement de la plante et contribue à l'amélioration du bilan azoté des sols.

Cependant, ce processus naturel est affecté par plusieurs contraintes abiotiques qui réduisent son efficacité telles que les variations de température, la déficience des sols en éléments minéraux, l'acidité des sols, la toxicité due à certains éléments tels que le manganèse et l'aluminium, le stress hydrique et la salinité (**Dita et al., 2006; Borucki et Sujkowska, 2008 ; Cesar et al., 2011**).

La salinisation des sols et des eaux d'irrigation enregistrée dans les écosystèmes aride et semi-aride, en particulier dans le bassin méditerranéen, constitue l'un des facteurs limitatifs de la productivité végétale et du rendement agricole (**Farissi et al., 2014**). Près de 10% des terres sont affectés par le sel et 10 millions d'hectares de terres agricoles sont perdus chaque année (**Monirifar et Barghi, 2009**). Un grand nombre de ces terres sont cultivées avec des légumineuses pour lesquelles la salinité constitue une contrainte importante dans de nombreuses régions du monde et limite sévèrement la fixation symbiotique de l'azote (**Tejera et al 2004; Faghire et al., 2011**). En Algérie, 80% des terres cultivées sont situées sous des climats variant de semi-aride à aride et, chaque année, des milliers d'hectares sont soustraits à une utilisation agro-pastorale du fait de la désertification conjuguée à la salinité (**Domergue, 2006**).

Le pois (*Pisum sativum* L.) est l'une des plus importantes cultures de légumes à gousses au cours de la saison d'hiver pour la consommation locale et l'exportation. Les gousses de pois contiennent une grande quantité de protéines et de glucides. Afin que le pois est considéré comme l'une des sources les plus importantes dans la nutrition humaine (**Helmy, 2013**).

Le but de ce travail est de rechercher les variétés de pois les plus performants, ayant la capacité de tolérer les stress salins. Il a porté essentiellement sur l'étude de la variabilité de réponses (morpho-physiologiques, biochimiques et agronomiques) chez les différentes variétés de pois vis-à-vis de la contrainte saline.

**Synthèse**  
**Bibliographique**



## **Chapitre I : Etude de la plante hôte (*Pisum sativum* L.)**

### **I.1. Généralités**

Le petit pois (*Pisum sativum* L.) est une plante annuelle de la famille des Fabacée. Il est originaire de l'Asie centrale (Afghanistan et Inde) et sa culture est très ancienne. C'est une plante essentiellement autogame (**Free, 1993; Pouvreau, 2004**) est l'un des principaux légumes au monde et figure parmi les 10 cultures légumières. Le pois est couramment utilisé dans l'alimentation humaine dans le monde entier et elle est riche en protéines (21-25%), hydrates de carbone, vitamine A et C, Ca, phosphore (**Bhat et al., 2013**).

### **I.2. Origine et répartition géographique**

La FAO considère l'Ethiopie et l'Asie occidentale comme centres de diversification, avec des centres secondaires dans le sud de l'Asie et la région méditerranéenne. Actuellement, on trouve *Pisum sativum* dans tous les pays tempérés et dans la plupart des hautes terres tropicales comme exemple l'Afrique (centrale partie est) et orientale (en Ethiopie) (**Brink et Belay, 2006**).

### **I.3. Classification botanique**

**Règne:**Plantae

**Sous règne:**Tracheobionta (plantes vasculaires)

**Embranchement:**Spermatophyta (plantes à graines)

**S/ Embranchement:**Magnoliophyta (Angiospermes, phanérogames ou plantes à fleurs).

**Classe:**Magnoliopsida (ou Dicotylédones)

**Sous classe:**Rosidae

**Ordre:**Fabales

**Famille:**Fabaceae : fabacées, papilionacées ou légumineuses

**Genre:***Pisum*

**Espèce:***Pisum sativum* L.

**Nom commun:**Petit pois (**USDA, 2008**).

#### I.4. Les variétés de petit pois

On distingue deux variétés de petit pois : Petit pois à **grains lisse**; ils sont plus résistants au froid, mais donnant des petit pois moins sucrés et plus farineux.

Petit pois à **grains ridé**; des grains plus sucrés que les premiers (**Messiaen, 2010**) et le pois **Mangetout** : des pois que l'on récolte plus jeune et que l'on mange avec la cosse. Ces trois variétés de petit pois peuvent aussi **être des variétés « naines » ou « à rames»**:

- ✓ **Pois nain** : les plants ne dépassent pas 50cm de hauteur
- ✓ **Pois à rames** : les plants peuvent atteindre 2 m 50 et nécessitent plus d'espace.

**Tableau N°1 : Variétés de petit pois et de pois mange-tout (Messiaen, 2010)**

Variétés	Hauteur (cm)	Couleur du grain	Durée de végétation (jours)	Caractères variétaux
Express à longue cosse	90	Vert rond	71	Gousses longues 8 à 10 grains
Cadoz	Nain	Blanc rond	80	Grains très petits
Douce Provenance	Nain	Vert rond	69	Gousses longues, 7 à 9 grains
Proval	Nain	Vert rond	65	Le plus précoce
Arkel	Nain	Vert ridé	70	Gousses longues, pointues
Merveille de Kelvedon	78	Vert ridé	68	Gousses fines, très longues
Onward	Nain	Vert ridé	79	Grosses gousse, résistant Oïdium
Surgévil	Nain	Vert ridé	85	Grains très sucrés
Corne de bélier	150	Vert Blanc	90	Mange-tout à rames

## **I.5. Les caractères morphologiques et physiologiques du petit pois**

### ✓ **Les caractères morphologiques**

Le petit pois est une plante grimpante herbacée annuelle, c'est une espèce diploïde avec  $2n=14$  chromosomes (**Benachour, 2008**).



**Photo N°1 :** La plante du pois (*Pisum sativum* L.)

### ***Partie aérienne***

La tige peu ramifiée, de longueur variant de 50 cm à 1 m (**Benachour, 2008**), elle est creuse, de section cylindrique (**Elzebroek et Wind, 2008**).

Les feuilles sont, composées-pennées, et se composent de deux grandes stipules foliacées, un à plusieurs paires de folioles ovales, et des vrilles terminaux (**McGee, 2012**).



**Photo N°2 :** Feuilles du pois (*Pisum sativum* L.)

Les fleurs sont blanches, avec une taille de 3 à 4 cm de long, elles naissent à l'aisselle des feuilles, les pédoncules de longueur variable supportent une à trois fleurs (**Elzebroek et Wind, 2008**).

**Les inflorescences** se produisent dans l'aisselle des feuilles, et consistent en des racèmes avec une à quatre fleurs. Les fleurs ont cinq sépales fusionnés vert, et pétales blanc de différentes tailles. Le pétale haut est appelé 'standard', les deux petits pétales dans le milieu sont fondus ensemble et appelé 'quille' (à cause de leur apparence en bateau), et le bas des deux pétales conicité vers la base et sont appelés les "ailes" (**Elzebroek et Wind, 2008**).

**Le fruit** est une gousse fermé, 1 à 4 pouces de long qui a souvent une membrane intérieure rugueuse (Elzebroek et Wind, 2008).



**Photo N°3** : Fruit du petit pois (*Pisum sativum* L.)

**Les graines** mûres sont ronds, lisses ou froissées, et peut être verte, jaune, beige, brun, rouge-orange, bleu-rouge, violet foncé à presque noir, ou tachetée (Elzebroek et Wind, 2008).



**Photo N°4** : Graines du petit pois (*Pisum sativum* L.)

### Partie souterraine

L'appareil souterrain du petit pois est formé d'un système racinaire à pivot relativement peu développé avec des racines secondaires voir tertiaires. L'enracinement du pois est assez développé puisque les racines peuvent atteindre 60 cm de profondeur jusqu'à 80 cm en fin floraison. Les racines de pois ont des nodules, formés par la bactérie *Rhizobium leguminosarum*, qui convertissent l'azote ( $N_2$ ) à l'ammoniac ( $NH_3$ ) (Clark, 2007).

#### ✓ Les caractères physiologiques

### La période végétative

#### Semis

**Saison** : début novembre à fin janvier.

**Dose de semis** : 80 à 120 kg / ha

**Profondeur de semis** : 2 cm en sols lourds et à 4 cm en sols légers.

**Distances de plantation** : Inter lignes : 0,20 à 0,50 m.

Inter plants : 0,03 à 0,05 m. (DSA, 2016)

**Irrigation** : Besoins estimés

**Primeur** : 2000 à 3000 m<sup>3</sup> / ha

**Saison** : ≈ 1500 m<sup>3</sup> / ha (irrigation d'appoint) (DSA ; 2016)

### **Période de reproduction**

**Le cycle végétatif** du pois est d'environ 140 jours pour les variétés de printemps pouvant descendre à 90 jours pour les variétés ultra-précoces et de 240 jours pour les variétés d'hiver (Benoît et al., 2006 ; Cieslarová et al., 2011).

### **La maturité**

La teneur en eau des pois secs doit être inférieure à 13% (Elzebroek et le vent, 2008).

## **I.6.Exigences écologiques du petit pois**

### **Pluviométrie**

*Pisum sativum* est cultivé jusque dans les régions où les précipitations ne dépassent pas 400 mm, mais la pluviométrie idéale se situe entre 800 et 1000 mm par an (Brink et Belay, 2006).

### **Température**

La culture du pois a besoin d'un climat relativement frais ; les températures moyennes doivent être comprises entre 7-24°C (Brink et Belay, 2006).

### **Le choix des terres**

Le pois est adapté à de nombreux types de sol, mais poussent mieux sur fertile, à texture légère, bien drainés (Hartmann et al., 1988;Elzebroek et Wind, 2008).Il pousse sur des sols à pH de 5,5 à 7 (Brink et Belay, 2006).

## **I.7. Production de petit pois**

### **Dans le monde**

*Pisum sativum* est actuellement cultivé dans les régions tempérées, en haute altitude, ou pendant des saisons de la fraîcheur dans les régions chaudes du monde entier (Elzebroek et Wind, 2008).

Les principaux pays producteurs de pois sont : la Chine, l'Inde, Canada, la Russie, la France et des États-Unis (FAO, 2012). Aux États-Unis, la plupart des sites de production se produit dans l'État de Washington, du Montana et du Dakota du Nord (USDA, 2011).

**Tableau N°2** : Evolution de superficies, de la production et du rendement du pois dans le monde durant la période 2010 – 2014 (FAOSTAT, 2016)

		2010	2011	2012	2013	2014
Production (Tonne)	Pois sec	1,039486	1,0490238	1,0780059	1,1450199	1,1332772
	Pois frais	1,6360562	1,6986975	1,708212	1,7430607	
Superficie (Ha)	Pois sec	6542481,0	6608511,0	7162856,0	6724997,0	6868131,0
	Pois frais	2191186,0	2249546,0	2302411,0	2297687,0	
Rendement (Kg/Ha)	Pois sec	15888,0	15874,0	15050,0	17026,0	16501,0
	Pois frais	74665,0	75513,0	74192,0	75862,0	

### En Algérie

En Algérie, le pois a été cultivé avant 1830 dans les jardins et les champs en Kabylie (**Laumont et Chevassus, 1960**). La culture a pris un développement important en 1945, elle a connue par la suite un essor remarquable de 1947 à 1952.

En 1980, 10800 ha ont été consacrés à cette culture. Durant cette dernière dizaine ; c'est en 1993 qu'on a enregistré la superficie la plus importante avec 20800 ha alors que le rendement le plus important a été enregistré en 2001 sur une superficie de 19970 ha. En 2009, cette superficie passe à 28 724 ha avec une production annuelle de 1029 707 qx, soit un rendement de 35.8 qx/ha (**MADR, 2009**)

**Tableau n°03** : évolution de superficies, de la production et du rendement du pois en Algérie 2010 – 2014

		2010	2011	2012	2013	2014
Production (Tonne)	Pois sec	6613,0	7435,0	9178,0	10586,0	10119,0
	Pois frais	125122,0	127680,0	140588,0	186348,0	
Superficie (Ha)	Pois sec	8865,0	9943,0	9891,0	10808,0	11342,0
	Pois frais	31109,0	32641,0	34110,0	37036,0	
Rendement (Kg/Ha)	Pois sec	7460,0	7478,0	9279,0	9795,0	8922,0
	Pois frais	40221,0	39116,0	41216,0	50315,0	

Source : (FAO STAT, 2016)

**Wilaya de Ain Defla**

D'après les statistiques de la Direction des Services Agricoles (D.S.A Ain Defla), la superficie de petit pois est de 11350 ha, alors que la production est de 11 08900qx en 2014

**I.8. Les maladies et les ravageurs de petit pois**

**Tableau n°04 : les principales maladies de petit pois (Messaien et al, 1991; Chaux et Foury, 1994 ; Brink et Belay, 2006).**

Les maladies de petit pois	Les symptômes	Les moyens de lutte
<b>Anthracoses :</b> Ascochyta pis	Lésions beiges à bordures foncées, avec au centre, de nombreuses ponctuations noires (pycnides).	-Semences saines. - Rotation de 5 ans entre deux légumineuses. -Traitement de semences : il assure une protection efficace durant six semaines environ. -A partir du stade floraison : un à deux traitements fongicides.
Mycosphaerella pinodes (Ascochyta pinodes)	Petites ponctuations noires pouvant s'agrandir et se rejoindre pour former de larges taches foncées. Attaques fréquentes à la base des tiges (nécroses noirâtres)	
Phomamedicaginis (Ascochyta pinodella)	-Unenécrosedu collet et la présence d'un manchon brun violacé au niveau des entrenœuds inférieurs de la tige des jeunes plantes. En cours de végétation, apparaissent sur feuilles et tiges, des taches de couleur brun clair, Sur gousses et grains, les taches sont délimitées, de couleur marron rougeâtre, en dépression sur l'épiderme de la gousse. Les grains contaminés présentent des taches sombres.	

<p><b>Mildiou</b> (<i>Peronosporapisi</i>)</p>	<p>Les feuilles présentent alors des jaunissements sur la face supérieure et un duvet gris violacé sur la face inférieure. Sur gousses, les symptômes extérieurs sont peu perceptibles (taches vert clair sans sporulation). Par contre, à l'intérieur, un mycélium blanc est bien visible. A ce stade, les grains sont tachés ou absents.</p>	<p>-Rotation la plus longue possible entre deux cultures de pois (protéagineux et conserve). -Traitement de semences : en protégeant les pois jusqu'au stade 5 feuilles environ, il limite les infections primaires. -Utilisation de variétés peu sensibles. -Protection fongicide préventive en végétation, au stade 7-8 nœuds du pois (= 5-6 feuilles).</p>
<p><b>Oïdium du pois</b> (<i>Erysiphepolygoni</i> f. sp. <i>Pisi</i>)</p>	<p>De petites taches blanches et poudreuses qui colonisent d'abord les feuilles âgées. Un mycélium blanc et pulvérulent se développe ensuite sur tous les organes aériens.</p>	<p>-La résistance variétale existe. Elle est surtout développée sur le petit pois. -La lutte fongicide peut être préventive sur les variétés sensibles, ou menée de façon curative (dès les premiers symptômes) avec du soufre. Les résultats sont généralement bons dans la mesure où il s'agit d'un mycélium superficiel.</p>
<p><b>Rouille</b> (<i>Uromyces pis-Uromycesviciae-craccae-Uromycesviciaefabae</i>).</p>	<p>Des pustules (sores) pulvérulentes de couleur brun-roux à noir apparaissent sur la face inférieure des feuilles et sur les tiges.</p>	<p>Appliquer un thiazole en respectant le délai avant récolte.</p>



**Tableau N°5:** les principaux ravageurs de petit pois (Chaux et Foury, 1994; Coutin, 2004) .

<b>Les ravageurs de petits pois</b>	<b>Les symptômes</b>
<b>La cécidomyie</b> ( <i>Contariniapisi</i> )	Contariniapisi est un diptère se développant dans les fleurs et injectent une substance toxique qui entraîne la formation de «galles». Les boutons floraux gonflent, se dessèchent et avortent .
<b>Le puceron vert du pois</b> ( <i>Acyrtosiphonpisum</i> )	Leurs piqures des feuilles et stipules provoquent un affaiblissement des tiges piquées, coulures de fleurs et avortements de gousses, déformations de gousses .
<b>Le sitone</b> ( <i>Sitona lineatus</i> )	Sitonelineatus est un petit coléoptère qui dévore le limbe des feuilles en faisant des encoches semi-circulaires sur le bord et dont la larve ronge les racines et les nodosités, affaiblissant ainsi les plantes.
<b>Le thrips du pois</b> ( <i>Franklinellia robusta</i> )	Ce sont des minuscules insectes piqueurs (taille de 1 mm) qui attaquent les fleurs et les gousses et dont les larves se développent dans les gousses. Elles provoquent dessèchement et rabougrissement des plantes.

## **Chapitre II. La Symbiose rhizobienne chez le petit pois**

### **II.1. Généralités sur la fixation d'azote**

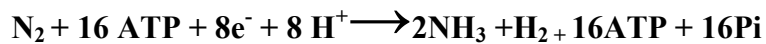
L'azote est un élément essentiel pour toutes formes de vie. Dans les sols, les quantités d'azote assimilable par les plantes sont faibles alors que cet élément constitue souvent, avec le manque d'eau et de phosphate, un principal facteur limitant la croissance des végétaux (Cleland et Harpole, 2010). L'azote est pourtant très abondant sur la planète puisque l'atmosphère contient 78% de diazote  $N_2$ , mais cette forme est inaccessible à la plupart des êtres vivants. En effet les seuls organismes capables de l'utiliser sont des bactéries, dites diazotrophes, qui possèdent le complexe enzymatique réducteur appelé nitrogénase. En conditions de faible teneur en oxygène, cette enzyme catalyse la réduction de l'azote atmosphérique  $N_2$  en ammoniac  $NH_3$  (Day et al., 2001 ;Downie, 2005 ). Cette fixation biologique de l'azote contribue approximativement à 16% de l'apport total d'azote dans les terres cultivées (Ollivier et al., 2011). Au niveau du sol, les plantes ne peuvent assimiler cet élément que sous forme de nitrate ( $NO_3^-$ ) et d'ammonium ( $NH_4^+$ ) par absorption racinaire. Certaines plantes se sont affranchies de ce déficit en azote en établissant des relations symbiotiques avec des bactéries capables de fixer l'azote atmosphérique gazeux. Au cours de cette association à bénéfice réciproque (mutualisme), la plante fournit de l'énergie et généralement une protection à son symbiote, tandis que celui-ci fournit en retour de l'azote sous des formes variées. Parmi ces associations symbiotiques, la symbiose entre les plantes de la famille des légumineuses et les bactéries collectivement appelées « rhizobiums » est une des plus étudiée.

### **II.2.La symbiose rhizobia-légumineuse**

La symbiose rhizobienne est le résultat d'une interaction hautement spécifique entre la plante et la bactérie. A la suite de mécanismes complexes de reconnaissance entre les deux organismes, via un dialogue moléculaire notamment, la bactérie induit chez la légumineuse la formation sur les racines d'un organe spécialisé, le nodule, à l'intérieur duquel la bactérie, intracellulaire, se différencie en bactéroïde capable de fixer l'azote atmosphérique en le réduisant, via le complexe nitrogénase, en ammonium (Perret et al., 2000 ;Gibson et al., 2008).

✓ **Etablissement de la symbiose fixatrice de l'azote**

Les bactéries de la famille des rhizobiacées peuvent infecter les racines des légumineuses entraînant la formation de structures appelés nodosités ou nodules. Par ces nodules, la plante hôte (la légumineuse) offre un micro habitat exceptionnellement favorable à la bactérie tout en lui procurant des substrats carbonés provenant de la photosynthèse. Le processus de la fixation, lui-même, consiste en la réduction de l'azote atmosphérique  $N_2$  sous forme ammoniacale. Cette réaction est catalysée par un complexe enzymatique appelé Nitrogénase d'origine bactérienne (**Downie, 2005**).



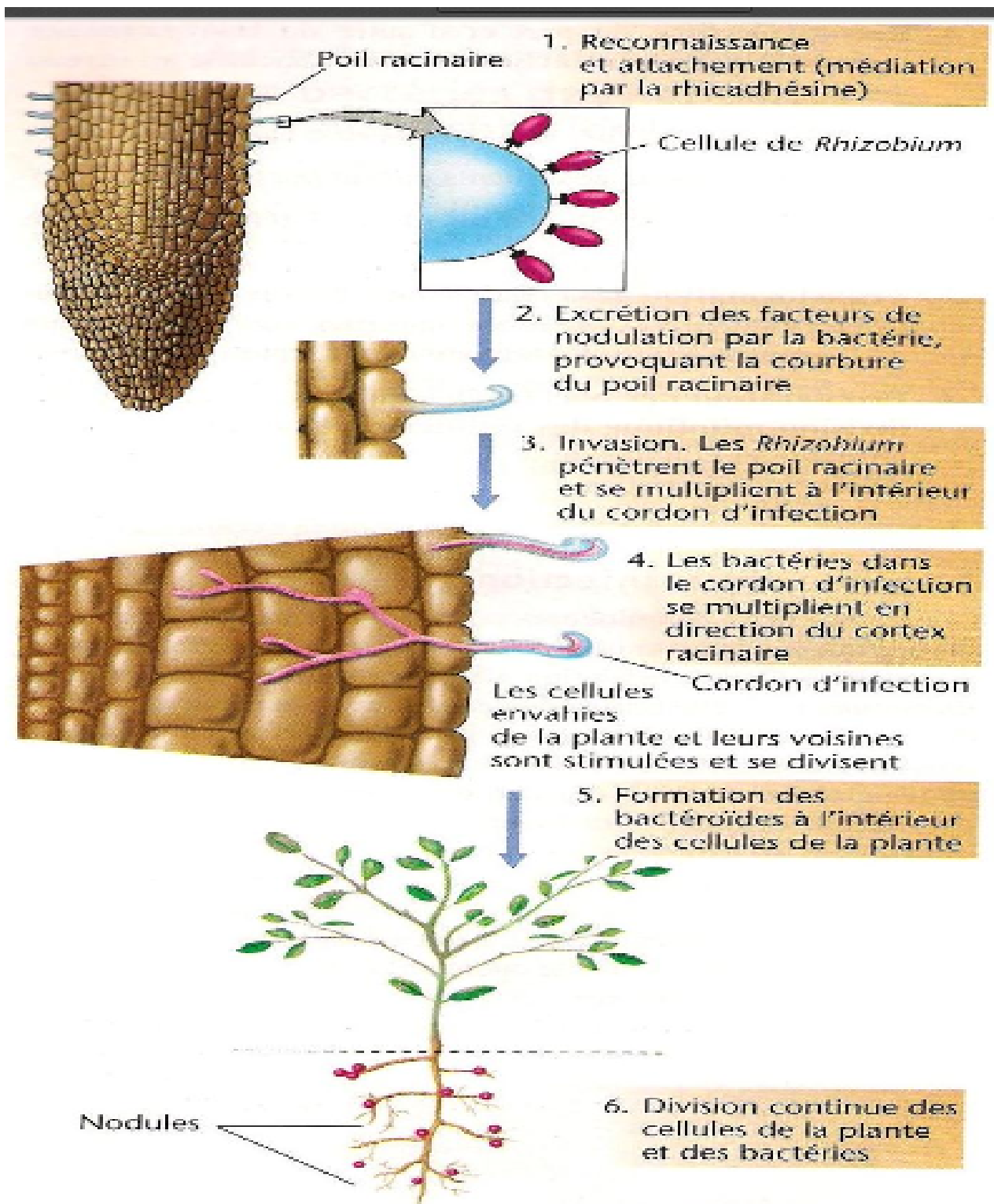


Figure N°1 : Etapes de la formation d'un nodule racinaire chez une légumineuse infectée par rhizobia (Madigan et Martinko, 2007)

### ✓ Intérêts de la symbiose rhizobia-légumineuses

Cette symbiose présente de nombreux avantages pour les légumineuses. En effet, celle-ci leur permet d'avoir une bonne croissance sur des sols carences en azote. De ce fait, cette symbiose est indubitablement le facteur majeur à l'origine du grand succès de la famille des légumineuses parmi les végétaux (Noël, 2009). A l'opposé, la plante subvient aux besoins énergétiques de la bactérie au cours de cette symbiose en fournissant des substances carbonées résultant de la photosynthèse. Elle lui offre également un microenvironnement très particulier et nécessaire à la fixation de l'azote. Par ailleurs, outre l'augmentation au niveau du sol de la population des rhizobia spécifiques à la légumineuse hôte après culture, la symbiose fournirait un cadre de reproduction bénéfique qui favoriserait l'évolution des espèces bactériennes (Noël, 2009).

### ✓ Développement de la symbiose rhizobienne

Développement de la symbiose entraîne la production d'un nouvel organe, le nodule racinaire, où SNF se produit. L'induction de l'organogenèse nodulaire implique un échange de signalisation entre les bactéries du sol et la légumineuse hôte (Popp et Ott, 2011). Les rhizobiums sont libérés dans les cellules corticales de racines du cordon d'infection par l'intermédiaire d'un processus qui part des similitudes à l'exocytose (Limpens *et al.*, 2009; Ivanov *et al.*, 2012). Le nodule mature est composé de la zone d'infection central, contenant les cellules infectées et non infectées, entourés de couches de cellules appelées le cortex (Udvardi et Poole, 2013). Les métabolites sont transportés vers le nodule dans la vasculature, qui termine dans le cortex (Udvardi et Poole, 2013). Nodules peuvent être divisés en deux types, déterminant et indéterminé Le soja produit des nodules qui ne sont déterminants sphériques (Udvardi et Poole, 2013). Alors que les nodules indéterminants, se développent sur, *Pisum sativum*, et trèfle, sont caractérisés par des structures ramifiées ou allongées, Ces nodules représentent de véritables organes d'échanges métaboliques entre les Bactéries et la plante. Al'intérieur du nodule, les rhizobia se différencient en bactéroïdes qu'ils échangent avec la plante contre les produits de la photosynthèse (Rajaonarimamy, 2010).

### **II.3. Les rhizobia nodulant le petit pois**

Plusieurs travaux ont montré une grande diversité génétique dans les populations naturelles des rhizobiums nodulant les genres *Pisum*, *Vicia* et *Lathyrus*, en particulier *Rhizobium leguminosarum* (Laguerre *et al.*, 2003 ; Depret *et al.*, 2008). *R. fabae* (Tian *et al.*, 2008) et *R. pisi* (Ramirez-Bahena *et al.*, 2008) ont été décrits par la phylogénie de ARNr, *atpD* et *rec A*. *R. fabae*, isolé de *Vicia faba* en Chine et est capable de noduler le pois (Tian *et al.*, 2008), et son gène *nodC* est similaire à celui du symbiovar *viciae* (Rogel *et al.*, 2011). *R. pisi* nodulant le pois a été découvert pour reclasser une souche supposée correspondant à l'espèce *R. leguminosarum* (Ramirez-Bahena *et al.*, 2008). Des souches isolées du *Pisum* au Pérou étaient phylogénétiquement proches de *R. leguminosarum* et *R. etli* (Santillana *et al.*, 2008)

## **Chapitre III : La salinité**

La salinisation est un problème écologique majeur qui affecte un nombre croissant de régions du globe, fréquemment associé à la contrainte hydrique, elle réduit les surfaces cultivables et menace l'équilibre alimentaire mondial (**Derkaoui, 2011**). La salinité des sols et celles des eaux d'irrigation désigne la surcharge de ces derniers en sels minéraux solubles. Elle est causée par la combinaison de quatre cations ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{K}^+$  et  $\text{Na}^+$ ) et de quatre anions ( $\text{Cl}^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{NO}_3^-$  et  $\text{HCO}_3^-$ ) (**Hu et Schmidhalter, 2001 ; Geetanjali et Neera, 2008**).

### **III.1. Causes de la salinisation des sols**

Bien que l'altération des roches et les minéraux primaires soit la principale source de tous les sels, les sols salés rarement formés par accumulation de sels in situ. Plusieurs causes sont à l'origine de ce phénomène (**Milliard, 2001**).

#### **✓ Salinisation primaire**

Près de 80% des terres salinisées ont une origine naturelle, on qualifie alors la salinisation de « primaire ». Dans ce cas ; celle-ci est due à la formation des sels pendant l'altération des roches ou à des apports naturels externes : (I) dans les régions côtières, intrusion de l'eau salée ou submersion des terres basses ; (II) inondation périodique par de l'eau de mauvaise qualité ; (III) remontée d'une nappe phréatique salée près de la zone racinaire (**Mermoud, 2006**).

#### **✓ Salinisation secondaire**

Près de 20% des terres salinisées ont une origine humaine ou anthropique et sont qualifiées de « secondaires ». L'irrigation est la principale cause anthropique de la salinisation des sols. Dans environ la moitié des situations, le développement de l'irrigation s'est accompagné de l'apparition de processus de salinisation, sodisation ou alcalinisation des sols d'importance variable. Si les situations apparaissent très diverses en raison des caractéristiques du milieu naturel, des pratique agricoles ou de la gestion de l'eau, ces dégradations ne sont pas inéluctables apparaissent pour l'essentiel comme la résultante de mode de gestion inappropriée des ressources en sol et en eau (**Marlet, 2005**).

### **III.2. Effet de la salinité sur la plante**

La salinité est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité (**Parida et Das, 2005**). Durant le début et le développement du stress salin à

l'intérieur de la plante, tous les processus majeurs tels que : la photosynthèse, la synthèse des protéines, le métabolisme énergétiques sont affectés (**Parida et Das, 2005**). Le stress salin diminue la taille des plantules (**Yildirim et Guvenc, 2006 ; Nibau et al., 2008**).

### ✓ Effet de la salinité sur la croissance des légumineuses

La salinité est une contrainte majeure qui affecte la croissance et le développement des plantes. La croissance de la majorité des plantes est réduite ou inhibée quand la concentration en sel dans l'environnement racinaire s'élève au-dessus de 100 mM de NaCl. Chez les légumineuses, l'effet dépressif du sel se manifeste à partir d'un seuil critique de concentration, caractéristique de l'espèce ou de la variété (**Farissi et al., 2011 ; Faghire et al., 2011 ; Farissi et al., 2013**). Le sel entraîne une réduction des productions de matière sèche aérienne et racinaire (**Ibriz et al., 2004 ; Chaabena et al., 2004**), et la diminution de désordre nutritionnel (**Farissi et al., 2011**), le ralentissement de la synthèse protéique, la perturbation de la stabilité des structures membranaires et l'inhibition de l'activité des enzymes (**Faghire et al., 2011**).

### ✓ Effet de la salinité sur la photosynthèse

L'effet de salinité sur la photosynthèse se manifeste essentiellement par la réduction de l'assimilation du CO<sub>2</sub>, la conductance stomatique (**Deng et al., 2010 ; Latrach et al., 2014**), et le ralentissement de l'activité du transport des électrons du photosystème II (**Eyidogan et al., 2007**). **Garg et Singla (2004)** ont noté des réductions de l'assimilation photosynthétique nette, la concentration interne en CO<sub>2</sub>, la conductance des stomates et la transpiration chez les plantes.

### ✓ Effet de la salinité sur la nutrition minérale

Le stress salin engendre un déséquilibre de la nutrition minérale de la plante qui résulte d'une perturbation de l'absorption et du transport des éléments essentiels. En général, la présence du NaCl dans le milieu de culture inhibe l'absorption des ions K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup>, Pi, NO<sup>3-</sup>, NH<sup>4+</sup> et renforce celle des ions salins, Na<sup>+</sup> et Cl<sup>-</sup> qui s'accumulent jusqu'à devenir toxiques pour la plante (**Mezni, 2010 ; Faghire et al., 2011**). En effet, il s'est avéré que le stress salin a une influence sur l'activité de la nitrate réductase (**Farissi et al., 2014b**), une enzyme clé dans les processus d'assimilation de l'azote.



✓ **Effet de la salinité sur les pigments photosynthétiques et les protéines**

Le taux de chlorophylle et des caroténoïdes des feuilles diminue en générale sous les conditions de stress salin. Les feuilles les plus âgées commencent à développer une chlorose et finissent par tomber sous l'effet du stress salin (**Agastian et al., 2000**). Le contenu des protéines solubles des feuilles diminue en réponse à la salinité (**Parida et al., 2002**).

✓ **Effet de la salinité sur les racines**

**Erice et al.,(2010)** ont montré que le stress causé par la salinité inhibe de manière significative la croissance de différents organes toutefois, les racines sont souvent plus touchées que les parties aériennes (**Amooaghaie, 2011**).

### **III.3.Impact de la salinité sur la symbiose rhizobia-légumineuse**

✓ **Effet de la salinité sur la croissance et la survie des rhizobia**

La salinité est un facteur majeur limitant la fixation symbiotique de l'azote. Elle affecte d'une manière délétère la croissance et la persistance des souches rhizobiennes dans le sol (**Farissi et al., 2014**). La croissance des rhizobia a été notée normale sous des concentrations en NaCl d'environ 1 %. Certaines souches ont été rapportées pour leur capacité à croître à des concentrations élevées en sel (>3%), notamment *Sinorhizobium meliloti* (**Chen et al., 2000**)

✓ **Effet de la salinité sur la symbiose fixatrice d'azote**

La salinité affecte l'initiation, le développement et le fonctionnement des nodules, de même que la capacité photosynthétique des feuilles. Il s'avère que la fixation symbiotique de l'azote est plus affectée par le sel que la croissance des plantes (**Rao et al., 2002**).

### **III.4.Mécanismes de résistance à la salinité**

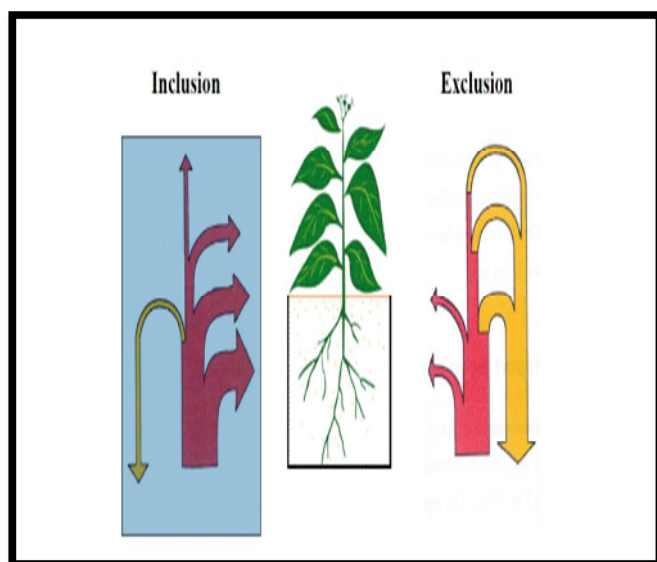
Les plantes développent plusieurs stratégies pour limiter le stress salin (fig2), qui diffèrent selon la catégorie de la plante (**Berthomieu et al., 2003**).chez les plantes sensibles au NaCl, le Na<sup>+</sup> s'accumule dans les racines, puis exclu des feuilles, ces plantes son dites « excluser ». A l'inverse, les plantes tolérant le NaCl. sont dites « incluser » car elles ont en général des feuilles plus chargées en Na<sup>+</sup> que les racines lorsqu'elles sont cultivées en présence de sel (**Haouala et al., 2007**).

✓ **Exclusion**

Les plantes excluer sont généralement sensibles à la salinité et sont incapable de contrôler le niveau de  $\text{Na}^+$  cytoplasmique. Cet ion est transporté dans le xylème, véhiculé vers les feuilles par le courant de transpiration puis en partie ré-circule par le phloème pout être ramené vers les racines. Ces espèces sensibles contiennent donc  $\text{Na}^+$  dans les feuilles et un excès dans les racines (**Jabnoue, 2008**).

✓ **Inclusion**

L'inclusion est la stratégie la plus efficace pour éviter la toxicité de  $\text{Na}^+$  sur des sites métaboliques dans le cytoplasme (**Jabnoue, 2008**). La plante utilise en effet le sel pour ajuster la pression osmotique de ses cellules. Elle capte le sel qui parvient aux feuilles, au même titre que l'eau, par le mouvement ascendant de la sève dans les vaisseaux. A l'intérieur des cellules, le sel est alors stocké dans les vacuoles grâce à des systèmes de "pompes" moléculaires. Les vacuoles étant des compartiments fermés au sein de la cellule, le sel est ainsi isolé des constituants cellulaires vitaux (**Sentenac et Berthomieu, 2003**), ou excrété par des glandes ver l'extérieur (**Alem et Amri, 2005**).



Chez les plantes de types incluer , les flux de sodium sont essentiellement ascendants (en rose) et le sel est accumulé dans les parties aériennes . Chez celles de type excluer, la plus grande partie du sodium véhiculé vers les feuilles est réexporté vers les racines via le phloème(en jaune). Les intensités relatives des flux sont symbolisées par la largeur des traits.

**Figure N°2** : Schématisation du bilan de la circulation du sodium dans les plantes incluer ou excluer (**Levegneron et al., 1995**).

### **III.5.Mécanismes de tolérance à la salinité**

La prévention des dommages causés par le stress salin et leur réparation sont nécessaires pour la survie des cellules. Contrairement aux animaux, les plantes ne peuvent pas migrer lorsque les conditions de vie leur sont défavorables, naturellement, elles doivent donc s'adapter pour

faire face aux agressions biotiques et abiotiques, elles mettent donc en œuvre des stratégies d'adaptation et de défense aux stress (**Arous, 2009**). La tolérance des végétaux aux sels est un phénomène complexe impliquant des particularités morphologiques et physiologiques et biochimiques variées (**Alberto Cuesta *et al.*, 2005**).

### ✓ **Biosynthèse d'osmoprotecteurs et ajustement osmotique**

Les légumineuses tolérantes à la salinité réalisent l'ajustement osmotique en concentrant les ions salins dans leurs tissus. Mais, les quantités accumulées deviennent rapidement toxiques. Dès lors, une des stratégies d'adaptation consiste à synthétiser des osmoprotecteurs, principalement des sucres (par exemple tréhalose) et des composés aminés tels que la proline et la glycine-Bétaïne (**Farissi *et al.*, 2011**).

Chez plusieurs légumineuses ont montré une accumulation importante de la proline à partir d'une concentration de 100 mM de Na Cl. (**Mezni, 2010 ;Farissi *et al.*, 2011**). **Verdoy *et al.*, (2006)** ont constaté que la salinité provoquait l'accumulation de proline dans les nodules et améliorait la croissance et la fixation symbiotique d'azote. La proline agit comme un osmoticum dont l'accumulation cytoplasmique permet de neutraliser les effets ioniques et osmotiques de l'accumulation du sel dans la vacuole (**Slama *et al.*, 2008**). Cet acide aminé joue un rôle également dans le maintien des pressions cytosol-vacuole et de régulation du pH (**Ottow *et al.*, 2005**). Ainsi que la stabilité des membranes (**Ashraf, 2004**).

**Matériels**  
**ET**  
**Méthodes**

## Chapitre IV : Matériel et méthodes

### 1 : localisation de l'essai



**Figure N°3 : Carte géographique de la commune de Khemis Meliana, Ain Defla.**

### 2. Echantillonnage du sol

Le sol utilisé dans notre expérimentation est ramené de la station expérimentale de l'Université de Khemis Miliana. Il est séché à l'air libre, tamisé à l'aide d'un tamis de 2mm et 0,2 mm. Les différentes analyses de notre échantillon de sol sont effectuées au niveau de laboratoire de l'Université de Khemis Miliana.

### 3 .Les analyses physico-chimiques

#### ✓ Granulométrie

On utilise pour les prélèvements de l'analyse granulométrique, la pipette de robinson (méthode internationale) d'une contenance de 20 ml. Toutefois, au lieu d'une pipette fixe sous laquelle on amène les allonges, ces dernières sont disposées sur une paillasse au-dessus de laquelle la pipette se déplace, on évite ainsi les perturbations dues au déplacement des allonges. Elle a pour but de définir la nature d'un sol en classifiant ses éléments selon leurs dimensions et de déterminer les pourcentages de chaque fraction (sables, limon, argile). En se référant au triangle des textures, on déduit la texture de l'échantillon (**Daoud, 2011**).

### ✓ pH

La mesure du pH permet de caractériser la réaction du sol qui traduit l'état d'acidité ou d'alcalinité du sol. Elle s'effectue par la méthode électro-métrique, en utilisant un PH mètre à électrode en verre sur une suspension de terre fine pour un échantillon. Avec un rapport sol/solution de 1 / 2,5 (**Daoud, 2011**).

### ✓ Conductivité électrique

La mesure de la conductivité de la solution du sol renseigne déjà d'une manière globale sur la concentration possible en sels. Elle a été déterminée à l'aide d'un conductimètre sur un extrait aqueux au rapport 1/ 1,25 pour l'échantillon (**Daoud, 2011**).

### ✓ Calcaire total

L'évaluation du calcaire totale grâce à l'estimation du volume de CO<sub>2</sub> dégagé par action de l'acide chlorhydrique sur la terre, la détermination est rapide et la précision suffisante. Le dosage est effectué à l'aide d'un calcimètre de Bernard on étalonne l'appareil par action de HCl au 1/2 sur 0,5 g de CaCO<sub>3</sub>pur de façon à avoir un dégagement de 80 à 100 ml de CO<sub>2</sub> (**Daoud, 2011**).

### ✓ Calcaire actif

Pour le dosage du calcaire actif, on utilise la technique de (**Drouineau, 1942**) qui prend en considération la propriété du calcium à ce combiné aux oxalates d'ammonium pour donner de l'oxalate de calcium insoluble. L'excès de solution d'oxalates d'ammonium est ensuite dosé par une solution de permanganate de potassium en milieu sulfurique.

### ✓ 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 (1945) 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<sub>2</sub> Cr<sub>2</sub> O<sub>7</sub>) en milieu sulfurique à froid (**Daoud, 2011**).

### ✓ Azote total

La détermination de la teneur en azote total est réalisée suivant la méthode classique de KAJELDHAL. L'acide sulfurique concentré à chaud détruit la matière organique. L'hydrogène et le carbone vont se dégager sous forme de gaz carbonique (CO<sub>2</sub>) et d'eau (H<sub>2</sub>O), tandis que l'azote organique est transformé en sulfate d'ammonium SO<sub>4</sub> (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>. L'utilisation des catalyseurs : CuSO<sub>4</sub> et K<sub>2</sub> SO<sub>4</sub> est nécessaire par le fait que l'acide sulfurique bouillant attaque difficilement certains nitrates (Daoud, 2011).

### ✓ Phosphore assimilable

Au sol contenant plus de 2% de CaCO<sub>3</sub> elle convient la méthode colorimétrique Joret-Hébert (Soltner, 1978). Elle comprend deux étapes : (1) Extraction : l'acide phosphorique est extrait par une solution d'oxalate d'NH<sub>4</sub> 0,2N. (2) Colorimétrie : le dosage est basé sur la formation et la réduction d'un complexe de l'acide phosphorique et de l'acide molybdique l'addition d'acide ascorbique et réactif sulfomolybdique à un milieu contenant des ions phosphoriques provoquent par chauffage l'apparition d'une coloration bleue que l'on peut colorimétrie par un spectrophotomètre à une densité optique de 650 nm (Lambert, 1975).

## 4. Matériel végétal

Le matériel végétal étudié est constitué de trois génotypes du petit pois : Merveille, Latcha, Utrillo.



**Photo N°5** : les semences du petit pois (*Pisum sativum* L.)

### **5. Conditions expérimentales**

L'expérimentation a été réalisée dans des pots sous serre en verre, au niveau de la station expérimentale de l'Université de Khemis Miliana. Le dispositif expérimental adopté est un bloc aléatoire complet avec 3 répétitions et deux facteurs étudiés : facteur variétés (3 variétés), et facteur concentration du sel (0mM, 50mM et 100mM).

### **6. Gestion de l'essai**

#### **6.1. Semis**

Les graines de petit pois ont été semées le 01 Février 2016 à raison de deux grains par pot à une profondeur de 3cm et une distance de 2 cm. A la levée.

#### **6.2. Irrigation**

L'irrigation a été faite par arrosage ; toutefois que le besoin en eau se faisait sentir, on avait recours à l'irrigation.

#### **6.3. Lutte contre les ennemis**

La lutte contre les mauvaises herbes a été menée manuellement chaque semaine afin de réduire considérablement la concurrence et la nuisibilité.

#### **6.4. Préparation des solutions salines**

Au stade de pleine floraison, les plantes ont été irriguées avec une solution saline pendant 21 jours. Cette solution saline est préparée en utilisant l'eau distillée et de NaCl (50 mMou100 mM).

### **7. Paramètres mesurés**

#### **7.1. Hauteur de la tige**

La hauteur de la tige principale est la distance entre le collet jusqu'à la dernière feuille. Ce paramètre a été mesuré à l'aide d'une règle graduée.



### 7.2. Détermination de la biomasse aérienne, racinaire et nodulaire

Les mesures des biomasses sèches aérienne et racinaire ont été réalisées après rinçage du plant avec de l'eau courante et séparation de la partie aérienne et de la partie racinaire au niveau du collet. Les deux parties sont portées toutes les deux à l'étuve à 60°C pendant 48 heures. La biomasse sèche est déterminée par pesée à la balance de précision.

Et pour la biomasse nodulaire on a séparé les nodules des racines par une lame et séché dans l'étuve à 60°C pendant 48 heures. La biomasse sèche nodulaire est déterminée par pesée à la balance de précision.

### 7.3. Efficience d'utilisation de la symbiose rhizobienne

L'efficience d'utilisation de la symbiose rhizobienne (EUSR) a été estimée par la pente du modèle de régression de la biomasse aérienne des plantes sur la biomasse nodulaire. Dans l'équation de la droite de régression  $y = a x + b$  ;  $b$  correspond à la production de biomasse sans nodules et  $a$  représenté cette efficience.

### 7.4. Dosage de la chlorophylle

La chlorophylle est extraite suivant la méthode de **Francis et al. (1970)** qui consiste à : (1) Macérer les feuilles dans un mélange d'acétone et d'éthanol (75 % et 25%) ; (2) Couper les feuilles en petits morceaux et les mettre dans des boîtes noires (pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière) ; (3) Procéder à la lecture des densités optiques des solutions à l'aide d'un spectrophotomètre à deux longueurs d'ondes (644 et 662 nm), après étalonnage de l'appareil avec la solution témoin d'acétone à 80% et d'éthanol à 40% ; (4) Déterminer les teneurs en chlorophylles selon les formules suivantes :

$$CH a (\mu\text{g/gMF}) = 12,7 DO (662) - 2,59 DO (644)$$

$$CH b (\mu\text{g/gMF}) = 22,9 DO (644) - 4,68 DO (662)$$

$$CH t = CH a + CH b$$

### 7.5. Dosage de la proline

La proline est dosée selon la technique utilisée par **Troll et Lindesly (1955)**, simplifiée et mise au point par **Dreier et Goring (1974)** et modifiée par **Monneveux et Nemmar (1986)**. Le principe est la quantification de la réaction proline-ninhydrine par mesure

spectrophotométrique. La proline se couple avec la ninhydrine en formant un complexe coloré.

L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de proline dans l'échantillon. L'extraction de la proline consiste à (1) Prélever 100 mg de matière fraîche foliaire de chaque répétition et les mettre dans des tubes à essai ; (2) Ajouter 2 ml de Méthanol à 40 % ; (3) porter les tubes couverts (pour éviter la volatilisation de l'alcool) à l'ébullition au bain Marie à 85°C pendant 60 min ; (4) Prélever, après refroidissement, 1 ml de l'extrait de chaque tube et mettre dans de nouveaux tubes auxquels on ajoute 1 ml d'acide acétique (5) Ajouter, dans chaque tube, 1 ml de mélange contenant (120 ml d'eau distillée, 300 ml d'acide acétique, 80 ml d'acide ortho phosphorique ( $H_3PO_4$ , densité 1,7) et 25 mg de ninhydrine.

Les tubes sont alors homogénéisés et placés dans un bain marie à 95°C pendant 30mn. Après virage au rouge de la solution, le tube contenant le milieu réactionnel est refroidi avant d'ajouter 5ml de toluène. Après passage au vortex, deux phases se développent : (i) La phase supérieure colorée, organique, contenant la proline est prélevée ; (ii) La phase inférieure aqueuse, sans proline, est éliminée.

- Prélever la phase supérieure contenant le chromatophore à laquelle on ajoute 5 mg du sulfate de sodium oxydé  $Na_2 SO_4$  à l'aide d'une spatule pour éliminer l'eau qu'elle contient.

- Lire la densité optique des échantillons à l'aide d'un spectrophotomètre à la longueur d'onde de 520 nm, correspondant à son maximum d'absorption.

Les valeurs obtenues sont converties en concentration en proline à l'aide d'une courbe étalon préalablement établie à partir d'une série de solutions de concentrations en proline déterminées, préparées à partir d'une solution mère de 2000 $\mu$ g/ml.

### 7.6. Dosage des sucres solubles

L'extraction et le dosage des sucres solubles, dans les feuilles et les racines des plantes, sont faits selon la méthode de **Dubois (1956)** qui consiste à (1) Mettre 100 mg de matière fraîche dans des tubes à essai ; (2) Ajouter 2 ml d'éthanol à 80% ; (3) Laisser le tout au repos pendant 48h ; (4) faire évaporer tout l'alcool en mettant les tubes à essai dans un bain Marie à 70° ; (5) Après refroidissement, mettre dans chaque tube à essai 20 ml d'eau distillée ; (6) Prendre 1 ml de la solution et ajouter 1 ml de phénol à 5 % en prenant soin de bien agiter ; (7) Ajouter 2 ml d'acide sulfurique concentré et déposer les tubes à essai dans un bain de glace; les laisser

reposer durant 25 min ; (8) Procéder à la lecture au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 490 nm ; (9) Calculer les concentrations ( $\mu\text{g/g}$  MF) à partir de l'équation déduite de la gamme d'étalonnage (Annexe)

### **7.7. Nombre de gousses/plant**

C'est le nombre de gousses ayant atteint la maturité complète. Ce paramètre est déterminé pour chaque plant et pour chaque variété.

### **8. Analyse statistique des données**

Les données recueillies pour les caractères étudiés sur trois variétés ont été soumises à une analyse de la variance avec le logiciel XLSTAT ou à des interprétations des résultats de graphes ou d'histogrammes.

L'analyse de variance permet de tester la similitude de variable en termes statistiques. L'effet variable est significatif lorsque la probabilité de l'erreur réellement commise est :

- ✓  $P = 0.001$  Très hautement significatif ;
- ✓  $P = 0.01$  Hautement significatif ;
- ✓  $P = 0.05$  Significatif.

L'analyse de la variance effectuée est à un seul critère de classification. Les moyennes sont comparées à l'aide du test de Newman-Keuls, lorsque cela est nécessaire (différences au moins significatives).

# **Résultats et discussions**

## Chapitre V : Résultats et discussions

### 1-Caractéristique physico-chimique du sol expérimental

Les analyses du sol de notre expérimentation ont donné les résultats reportés dans le tableau6.

**Tableau N°6** : Caractéristiques physico-chimiques du sol

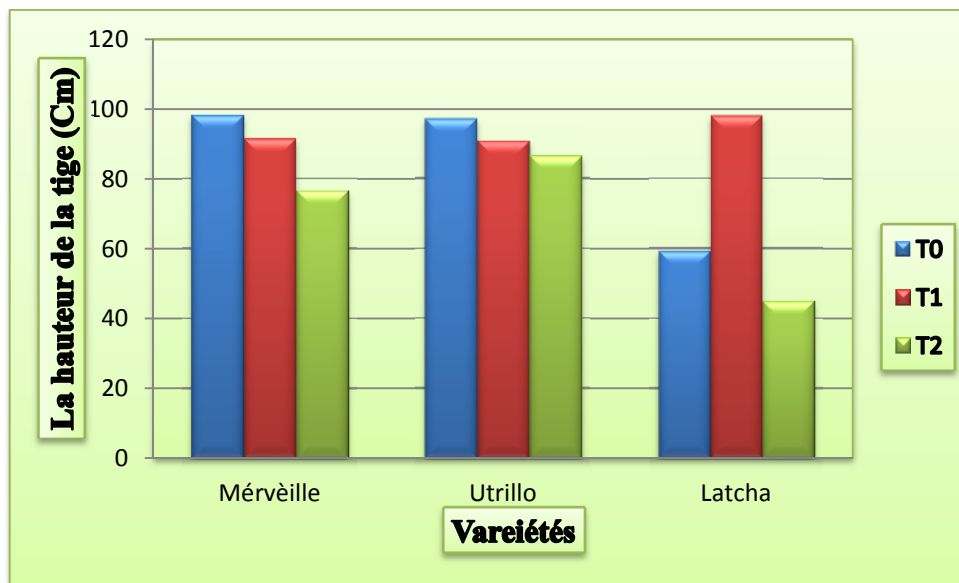
<b>Granulométrie</b>		<b>Interprétation</b>
Sable (%)	35,5	Texture Sableau-limoneux
Limon (%)	34,7	
Argile (%)	30	
<b>Matière Organique</b>		
MO (%)	22,53	Sol riche en azote et en matière organique
C (%)	13,09	
N (%)	0,22	
<b>Solution du sol</b>		
PH eau	7,50	Sol légèrement à moyennement alcalin
PH K Cl	7,54	
CE (Ms/cm)	0,83	Sol légèrement salé
<b>Reserve Minérales</b>		
CaCO <sub>3</sub> total (%)	6,34	Sol moyennement calcaire
CaCO <sub>3</sub> actif(%)	2,9	
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> assimilable (ppm)	17,2	Teneur de P moyenne

Les résultats des analyses de sol montrent que notre sol est de texture sablo-lamineuse, ce qui lui confère une structure particulière et une absence de cohésion, il a tendance de s'assécher rapidement. C'est un sol riche en éléments nutritifs majeurs N et P, son pH est légèrement à moyennement alcalin ce qui favorise une meilleure activité biologique.

### 2. Effet de la salinité sur les paramètres agronomiques

#### 2.1. Hauteur de la plante

La variation de l'hauteur de la plante chez les 3 variétés en fonction de stress Salin est présenté dans la (**figure N°4**).



**Figure N°4:** La hauteur de la tige chez les 3 variétés de petit pois en fonction de l'intensité de stress salin.

L'effet des concentrations croissantes de NaCl sur la hauteur, se traduit par une diminution de ce paramètre pour toutes les variétés sauf la variété Latcha qui montre une augmentation sous le traitement (50 Mm de NaCl) par rapport au témoin.

L'analyse de la variance a montré une différence hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin, par contre une différence très hautement significatif entre les variétés (**voir annexe1**).

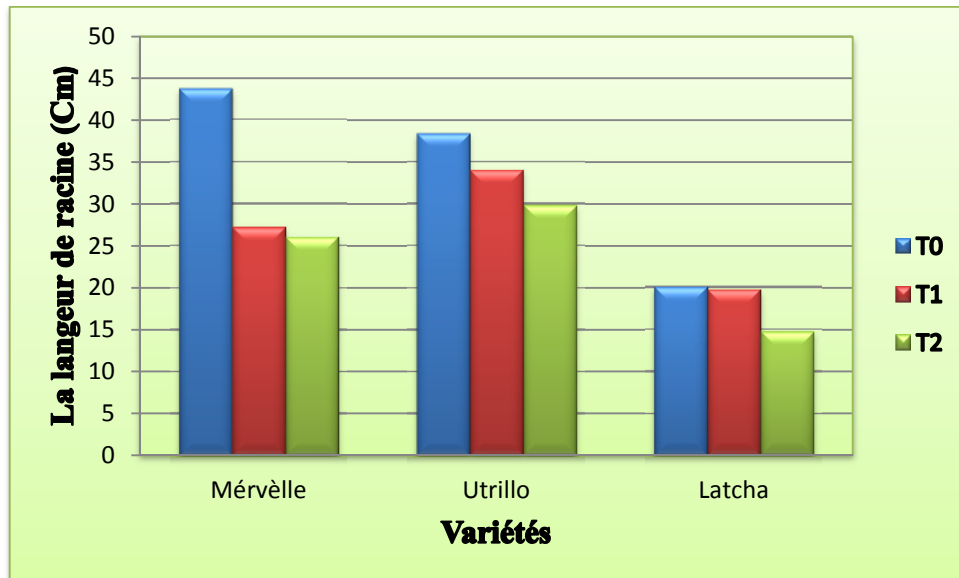
Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en deux groupes homogènes.

**Tableau N°7:** Classement et regroupements des moyennes de la hauteur de la plante selon le teste de **NEWMAN KEULS AU SEUIL** de 5%

Modalités	Moyenne	Regroupements
V1	88,827	A
V2	88,056	A
V3	54,111	B

## 2.2. Longueur des racines

Les résultats obtenus montrent que le stress salin influe sur la moyenne de la longueur de la plante chez toutes les variétés étudiées (**Figure N°5**).



**Figure N°5** : La longueur des racines chez les 3 variétés en fonction de l'intensité de stress salin.

L'évolution de la longueur des racines des plantes montre que la longueur a subi une diminution sous l'effet des deux concentrations en NaCl pour toutes les variétés.

L'analyse de la variance a montré une différence hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin, par contre une différence très hautement significative entre les variétés (**voir annexe 2**).

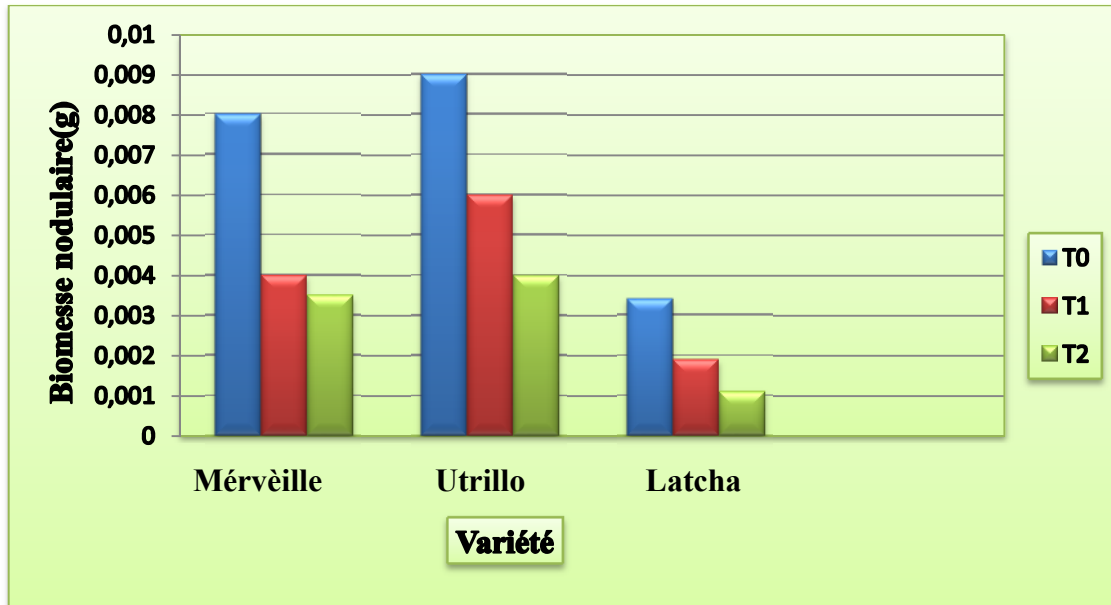
Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en deux groupes homogènes.

**Tableau N°8** : Classement et regroupements des moyennes de la longueur des racines selon le teste de **NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%**

Modalités	Moyenne	Regroupements
V2	34,056	A
V1	32,278	A
V3	18,111	B

### 2.3. Biomasse nodulaire

Les résultats de variation de la biomasse nodulaire en fonction des variétés et des traitements sont présentés dans la (figure N°6) Cette dernière montre que, chez toutes les variétés, l'augmentation de la concentration du stress salin (50 et 100 mM) s'accompagne avec une diminution de la biomasse nodulaire.



**Figure N°6** : Variation de la biomasse nodulaire chez les 3 variétés de petit pois soumises au stress salin.

Les variétés conduites en condition non salin enregistrent la meilleure biomasse nodulaire par rapport aux autres traitements. La biomasse nodulaire la plus élevée (0,01g/plant) est enregistré chez la variété Utrillo, alors que la variété Latcha enregistre la plus faible valeur de cette biomasse (0,0036 g/plant).

L'application de la concentration croissante de NaCl sur la biomasse nodulaire, se traduit par une diminution de ce paramètre par rapport au témoin chez toutes les variétés surtout les traitements avec les concentrations des sels élevées (100 mM de NaCl).

L'analyse de la variance a montré une différence hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin et les variétés (**voir annexe 3**).

Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en deux groupes homogènes.

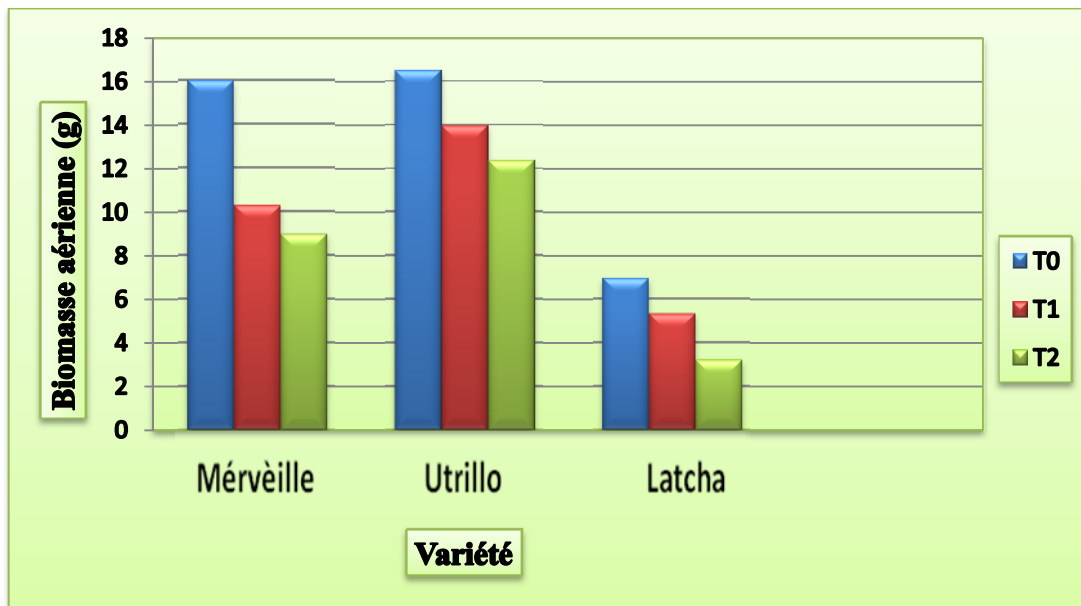


**Tableau N°9 :** Classement et regroupements des moyennes de la biomasse nodulaire selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%

Modalités	Moyenne	Regroupements
V2	0,007	A
V1	0,005	A
V3	0,002	B

#### 2.4. Biomasse aérienne

La production de matière sèche de la partie aérienne a diminué significativement avec l'augmentation de la salinité de l'eau d'irrigation (**Figure N°7**).



**Figure N°7 :** Variation de la biomasse aérienne chez trois variétés de petit pois soumises au stress salin.

La biomasse aérienne du traitement témoin varie entre 6,95 et 16,50g/plant) respectivement pour les variétés Utrillo et Latcha. En condition de stress salin des concentrations (50 et 100 mM), nous avons observé une réduction de la biomasse aérienne par rapport au témoin chez toutes les variétés.

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin et les variétés (**voir annexe 4**).

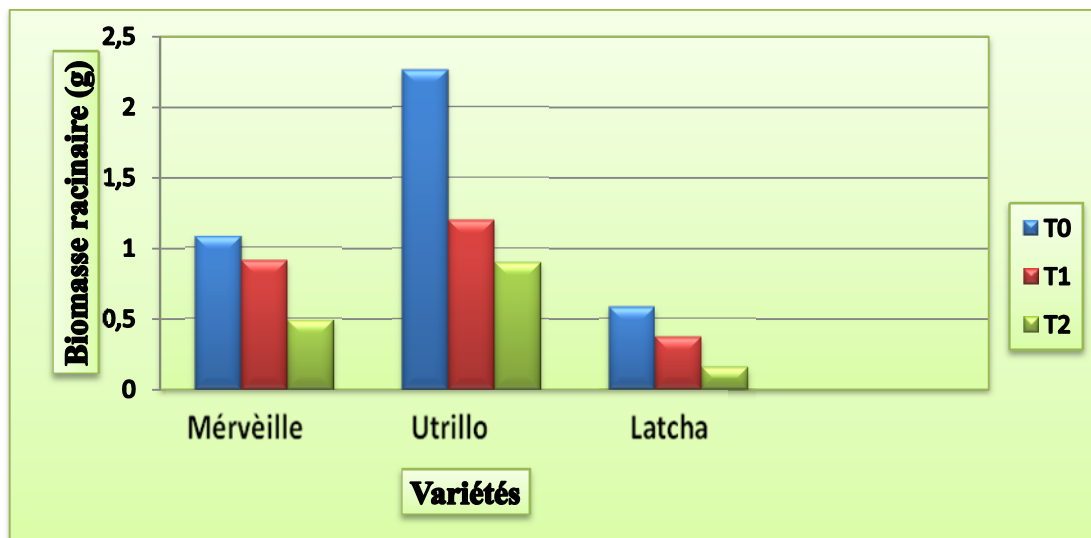
Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en trois groupes homogènes.

**Tableau N°10** : Classement et regroupements des moyennes de la biomasse aérien selon le teste de **NEWMAN KEULS AU SEUIL** de 5%

Modalités	Moyenne	Regroupements
V2	14,887	A
V1	11,098	B
V3	3,257	C

### 2.5. Biomasse racinaire

La biomasse racinaire chez les différentes variétés soumis à une contrainte saline est illustrée dans la (**figure N°8**). L'allure générale des histogrammes montre que la diminution de la biomasse racinaire s'accompagne avec l'augmentation de la concentration de la salinité.



**Figure N°8**: Variation de la biomasse racinaire chez les trois variétés de petit pois soumises au stress salin.

En absence de sel, la production de la biomasse sèche racinaire varie de 0,58 à 2,26 g/plant. En présence d'une concentration d'une 50 mM de NaCl induit un effet néfaste sur ce paramètre. La valeur la plus élevée (1,20 g/plant) est observé chez la variété Utrillo tandis que la variété Latcha enregistre une matière sèche racinaire la plus faible (0,37 g/plant). L'augmentation de la concentration de NaCl (100 mM) induit une réduction de la matière sèche racinaire chez

tous les génotypes testés. La variété Utrillo surclasse toutes les variétés avec une valeur de (0,90 g/plant). La variété Latcha se classe à la dernière place avec une valeur de 0,16g/plant.

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin et les variétés (voir annexe 5).

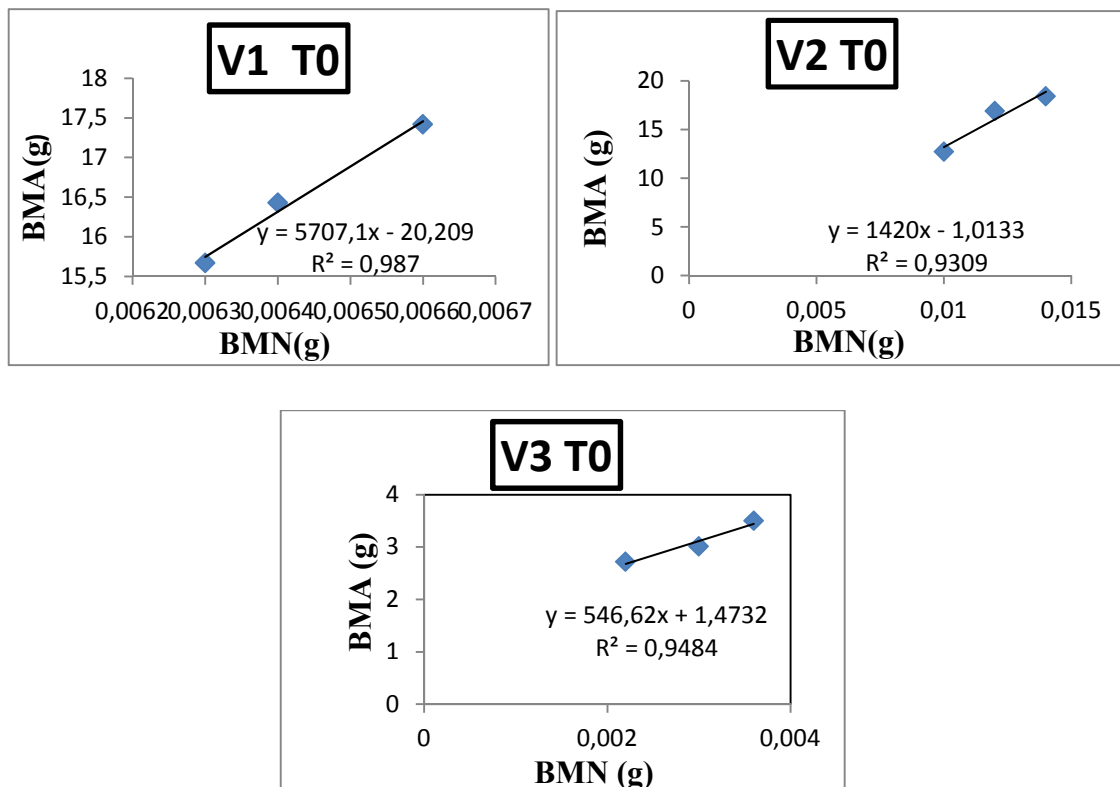
Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en deux groupes homogènes.

**Tableau N°11** : Classement et regroupements des moyennes de la biomasse racinaire selon le teste de **NEWMAN KEULS AU SEUIL** de 5%

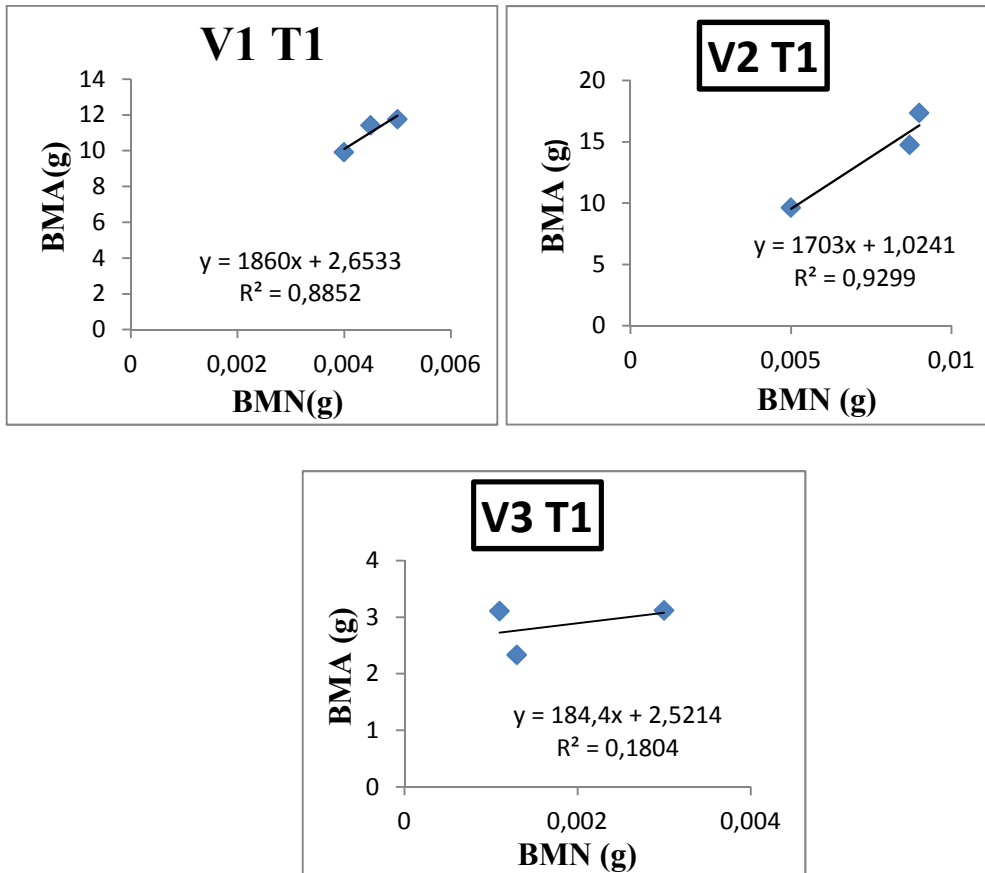
Modalités	Moyenne	Regroupements
V2	1,689	A
V1	1,377	A
V3	0,383	B

**2.6. Efficience d'utilisation de la symbiose rhizobienne**

Sans traitement salin (**Figure N°9**), les courbes de régression montrent des corrélations positives entre la nodulation et la croissance aérienne des variétés, toutes les variétés présentent des corrélations élevées entre les biomasses ( $R^2 = 0,9$ ).



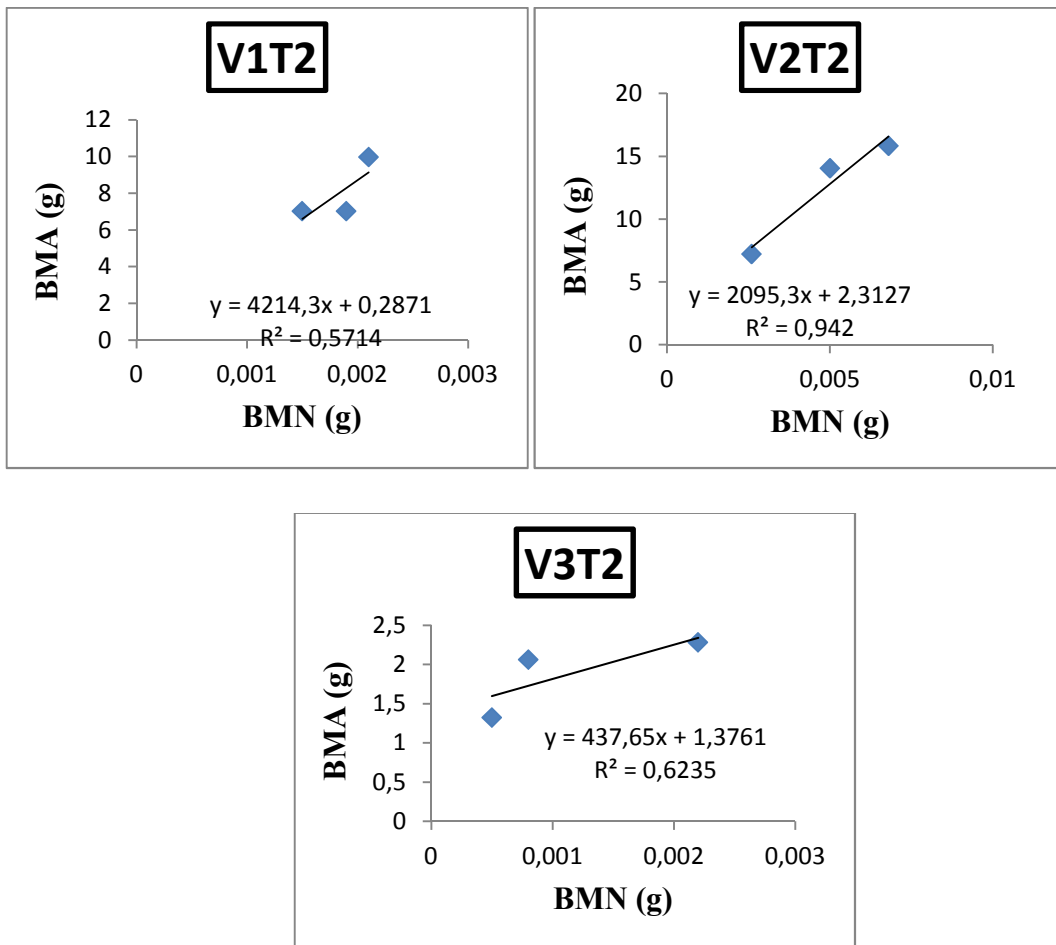
**Figure N°9** : Relation entre les biomasses aériennes et biomasse nodulaires des différentes variétés sans traitement salin.



**Figure N°10** : Relation entre les biomasses aériennes et biomasses nodulaires des différentes variétés sous traitement T<sub>1</sub> (50 mM).

L'EURS illustrée sur la (**figure N°10**) a été évaluée en analysant la pente de la régression linéaire entre la biomasse aérienne et nodulaire. Les données ont révélé des différences évidentes entre les variétés sous traitement salin T1.

Les biomasses nodulaires et aériennes de la variété Utrillo présente la corrélation la plus élevée ( $R^2 = 0,9$ ), alors que la variété Mervèille présente une corrélation ( $R^2 = 0,8$ ), par contre la variété Latcha présente la corrélation la plus faible ( $R^2 = 0,1$ ).



**Figure N°11 :** Relations entre les biomasses aériennes et biomasses nodulaires des différentes variétés sous traitement T<sub>2</sub> (50 mM).

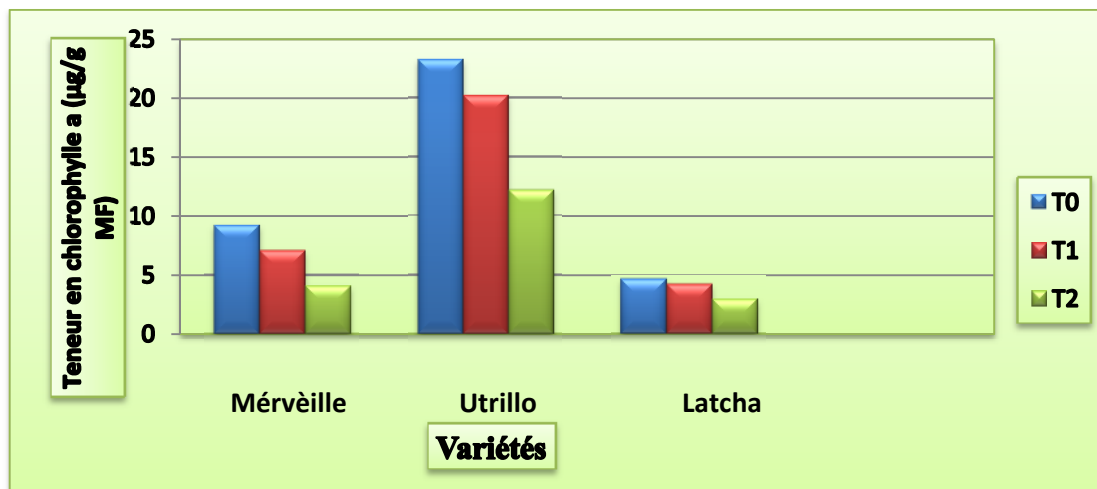
Sous le deuxième traitement salin T<sub>2</sub> (**Figure N°11**), les biomasses nodulaires et aériennes de la variété 2 présente la corrélation la plus élevée ( $R^2 = 0,9$ ), par contre les deux autres variétés présentes des corrélations entre les deux biomasses aériennes et nodulaires ( $R^2$  varie de 0,5 et 0,6).

### 3. Effet de la salinité sur les paramètres biochimiques

#### 3.1. Synthèse des pigments chlorophylliens

##### →Chlorophylle a

Les résultats de la variation de la teneur de chlorophylle a en fonction variétés et des traitements salins sont présentés dans la figure. D'une manière globale, la contrainte saline induit une diminution de la teneur de la chlorophylle a. Cependant, les variétés qui ont subi un stress salin sévère (100 mM de NaCl) sont plus affectées par rapport aux autres.



**Figure N°12:** Variation de la teneur en chlorophylle a chez trois variétés de petit pois soumises au stress salin.

Les variétés qui n'ont subi aucune restriction saline enregistrent les plus fortes teneurs en chlorophylle a ( $23,28\mu\text{g/g MF}$ ) par rapport aux autres traitements. La valeur la plus élevée ( $23,28\mu\text{g/g MF}$ ) est notée chez la variété utrillo, tandis que la variété latcha enregistre la valeur la plus faible ( $4,60\mu\text{g/g MF}$ ).

L'application d'une concentration de 50 mM de NaCl provoque une diminution de la teneur en chlorophylle a. Cette diminution varie en fonction des variétés. Une baisse plus prononcée de la teneur en chlorophylle a a été observée suite à l'application d'un stress salin sévère (100 mM de NaCl). La variété 2 est moins affectée par cette contrainte ( $20,21\mu\text{g/g MF}$ ) par rapport aux autres variétés.

### →Chlorophylle b

La teneur en chlorophylle b chez les variétés soumis aux différentes concentrations du stress salin est illustrée sur la (**figure N°1 3**). Les résultats montrent que la teneur en chlorophylle b subi une diminution sous l'effet des deux concentrations de NaCl pour toutes les variétés.

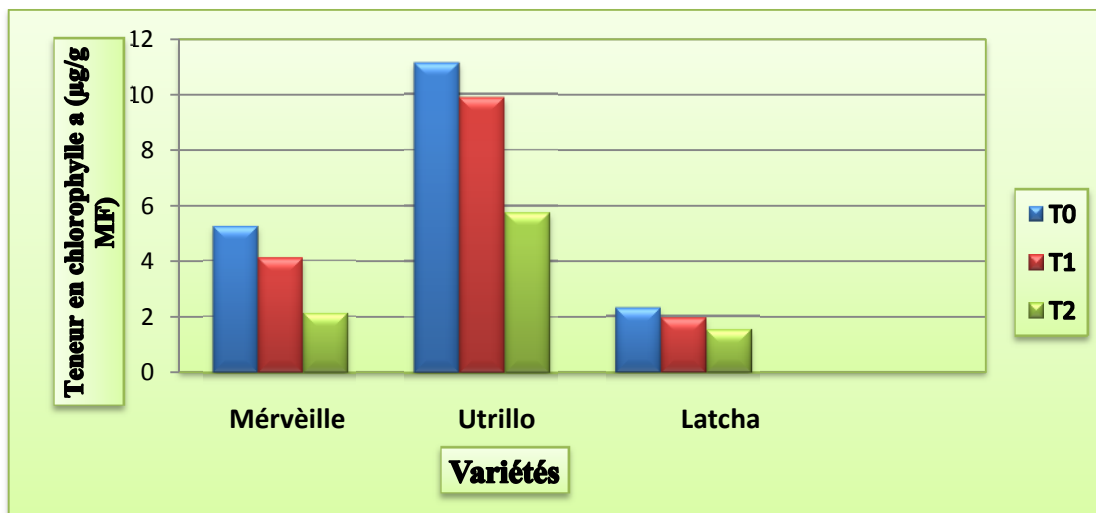


Figure N°13 : Variation de la teneur en chlorophylle b chez trois variétés de petit pois soumis au stress salin.

Pour le traitement témoin, la teneur en chlorophylle b enregistre une valeur maximale de l'ordre de (11,14µg/g MF) chez la variété Utrillo. La faible valeur est notée chez la variété Latcha avec une valeur de 2,29µg/g MF. Après l'application d'une concentration de 50 mM de NaCl, la teneur en chlorophylle b diminue par rapport au témoin. La plus faible valeur (1,95µg/g MF) est enregistrée chez la variété Merveille tandis que la valeur la plus élevée (9,89µg/g MF) est notée chez la variété Utrillo. Le stress salin d'une concentration de 100 mM de NaCl entraîne une réduction de la teneur en chlorophylle b chez toutes les variétés. En effet, cette teneur oscille entre (5,77µg/g MF) chez la variété Utrillo et (1,53µg/g MF) chez la variété Latcha.

L'analyse de la variance a montré une différence non significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin par contre une différence hautement significatif entre les variétés (voir annexe 6).

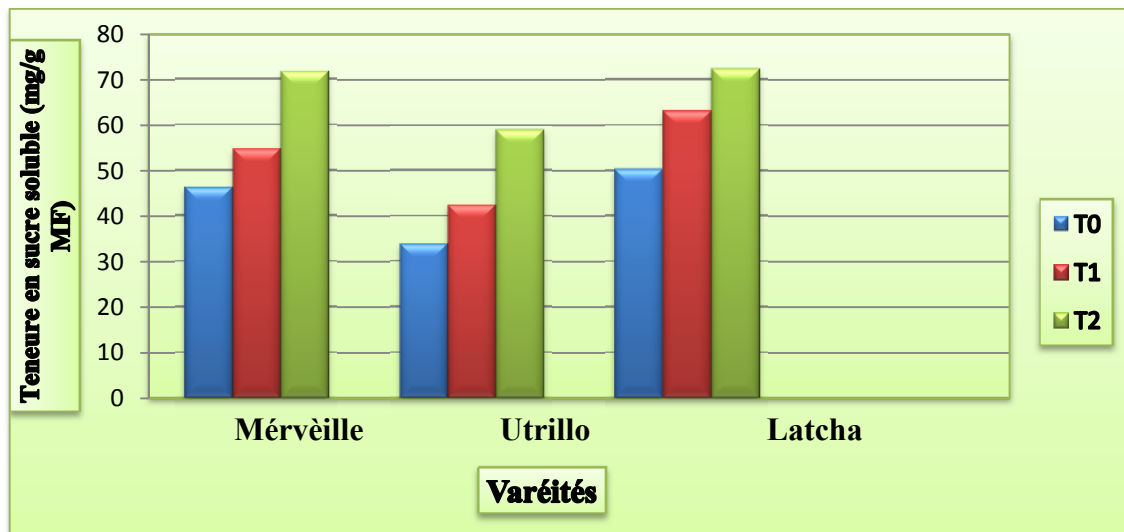
Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en deux groupes homogènes.

Tableau N°12 : Classement et regroupements des moyennes de chlorophylle selon le teste de **NEWMAN KEULS** AU SEUIL de 5%

Modalités	Moyenne	Regroupements
V2	27,477	A
V1	11,740	B
V3	5,857	B

### 3.2. Teneur en sucre solubles

Les résultats obtenus montrent que la teneur en sucres solubles accumulée dans les parties aérienne chez les 3 variétés de petit pois étudiées varie en fonction du stress salin.



**Figure N°14 :** Teneur en sucres solubles dans les feuilles chez les 3 variétés de petit pois en fonction l'intensité du stress salin.

L'allure générale des histogrammes montre que la teneur en sucres solubles au niveau des feuilles augmente proportionnellement avec la concentration du sel pour toutes les variétés.

Les fortes teneurs en sucres solubles ont été enregistrées chez la variété Latcha (72,3mg/g MF) et la variété Mervèille (71,7mg/g MF) soumise au stress salin de 100 mM en NaCl, tandis que la variété Utrillo enregistrée la plus faible valeur (58,5mg/g MF).

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin, par contre une différence hautement significative entre les variétés (**voir annexe 7**).

Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en deux groupes homogènes.

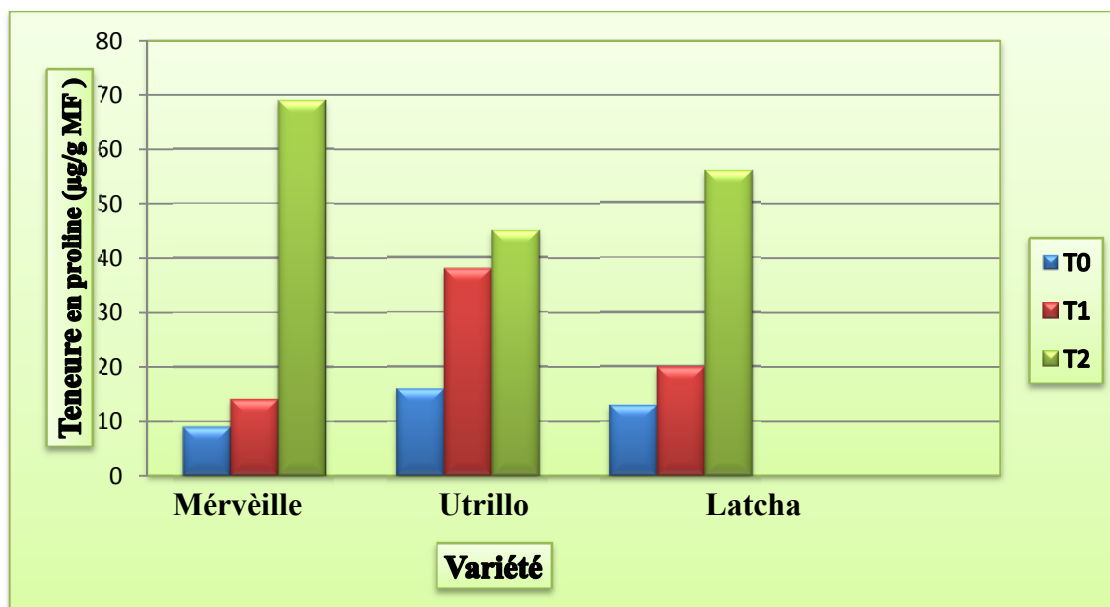


**Tableau N°13** : Classement et regroupements des moyennes de sucre soluble dans les feuilles selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%

Modalités	Moyenne	Regroupements
V3	61,933	A
V1	57,533	A
V2	45,000	B

### 3.3. Teneur en proline

La (figure N°15) indique que, la teneur de proline au niveau des feuilles a augmente pour toutes les variétés stressées de NaCl par rapport aux plantes témoins.



**Figure N°15** : Teneur en proline dans les feuilles chez les 3 variétés de petit pois en fonction de l'intensité du stress salin.

L'accumulation de la proline est plus importante au niveau des plantes soumises à

100 mM de NaCl additionnée de bentonite où on a enregistré 69, 45,56µg/g-1 de MF

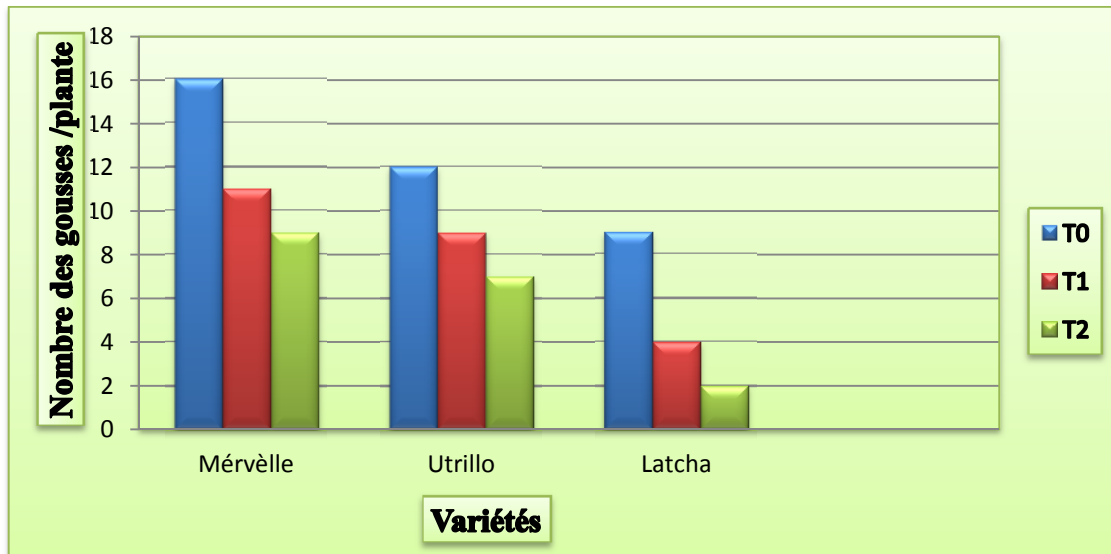
Respectivement, pour les trois génotypes "Merveille", "Utrillo " et "Latcha"

L'analyse de la variance a montré une différence significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin par contre une différence non significatif entre les variétés (voir annexe 8).

### 3.4. Rendement et ses composantes

#### Nombre des gousses par plante

La production moyenne de nombre des gousses par plante de l'ensemble des variétés (**Figure N°16**) a passé de 9 à 16 dans le traitement sans sel, en présence de 50 et 100 mM de NaCl, opérant une diminution dans le nombre de toutes les variétés.



**Figure N°16** : le nombre des gousses par plante chez les 3 variétés de petit pois en fonction de l'intensité du stress salin.

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin et les variétés (**voir annexe 9**).

Le teste de **NEWMAN et KEULS**, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en trois groupes homogènes.

**Tableau N°14** : Classement et regroupements des moyennes de nombre des gousses par plante selon le teste de **NEWMAN KEULS AU SEUIL** de 5%

Modalités	Moyenne	Regroupements
V1	11,444	A
V2	9,111	B
V3	4,667	C

Nombre des graines par plante

Les résultats de la (Figure N°17) montrent que la variété Merveille a donné le plus grand nombre des graines par plante. En revanche, les autres variétés ont donné les plus petit nombre des graines dans les 3 traitements (Témoin, 50 et 100 Mm de NaCl).

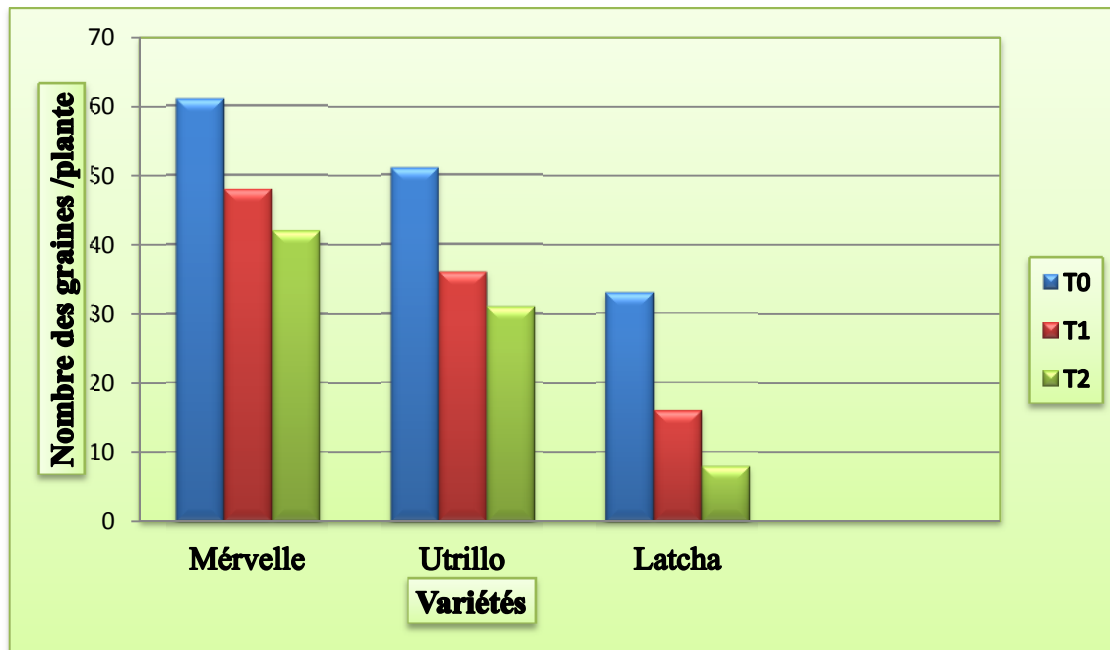


Figure N°17 : Le nombre des graines par plante chez les 3 variétés de petit pois en fonction de l'intensité de stress salin.

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative au seuil de 0,05 % entre les traitements salin et les variétés (voir annexe 10).

Le teste de NEWMAN et KEULS, au seuil de signification 5%, classe les trois variétés étudiées pour ce paramètre en trois groupes homogènes.

Tableau N°15 : Classement et regroupements des moyennes de nombre des graines par plante selon le teste de NEWMAN KEULS AU SEUIL de 5%

Modalités	Moyenne	Regroupements
V1	50,222	A
V2	38,889	B
V3	18,667	C

Les effets néfastes de la salinité sur la croissance des plantes sont généralement associés au faible potentiel osmotique de la solution du sol et au niveau élevé de toxicité du sodium (et du chlore pour certaines espèces) qui provoquent des perturbations multiples sur le métabolisme, la croissance et le développement des plantes aux niveaux moléculaire, biochimique et physiologique (**Winicov, 1998 ; Munns, 2002 ; Tester et Davenport, 2003 ; Yamaguchi et Blumwald, 2005**).

(**Chartzoulakis et Klapaki, 2000 ; Navarro *et al.*, 2003 ; Cabanero *et al.*, 2004 ; Munns et Tester, 2008 ; Niu *et al.*, 2010**) ont rapporté que la réduction de la croissance de la plante est due aux diminutions du potentiel osmotique dans le sol, de la conductance stomatique ; de la photosynthèse et aussi à l'augmentation de la concentration des ions  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ , qui atteignent des niveaux toxiques pour la plante.

Le stress salin résulte aussi dans la diminution de la biomasse sèche et fraîche des feuilles, tiges et racines (**Chartzoulakis et Klapaki, 2000**).

La salinité a exercé des effets nuisibles non seulement sur la biomasse, mais également sur d'autres paramètres morphologiques tels que l'hauteur de la plante, le nombre de feuilles, la longueur des racines (**Gama *et al.*, 2007**).

La diminution du nombre de graines par capitule et du poids de mille graines entraînerait, par conséquent, une chute du rendement en grain, comme cela a été démontré dans des recherches antérieures (**Bidgoli *et al.*, 2006 ; Nabloussi *et al.*, 2008**).

En effet, la salinité agit sur la survie et la prolifération des rhizobia au niveau du sol et la rhizosphère, inhibe le processus d'infection et affecte directement le fonctionnement des nodules au niveau des racines (**Ben Khaled, 2003 ; Faghire *et al.*, 2011 ; Farissi *et al.*, 2014a**).

L'accumulation de proline observée dans le cas de stress salin chez plusieurs espèces (**Ashraf et Foolad, 2007 ; Nagesh Babu et Devaraj, 2008 ; Tammam *et al.*, 2008**), à part son rôle d'osmoticum, contribuerait à la stabilisation des structures subcellulaires, au piégeage des radicaux libres et jouerait le rôle de tampon dans la régulation du potentiel redox sous stress (**Ashraf et Foolad, 2007**).

L'augmentation de la teneur en sucres solubles lors d'un stress salin est parmi les phénomènes les plus observés dans la réponse au stress (**Hajhashemi *et al.*, 2006**). Cette augmentation serait due, selon certains auteurs, à une modification d'activités enzymatiques liées au métabolisme glucidique.

La teneur en chlorophylle décroît également chez les plantes soumises au stress salin (**Maxwell et Johnson, 2000 ; Chutipaijit *et al.*, 2011**).



# **Conclusion Générale**

### **Conclusion générale**

En Algérie, le développement de l'agriculture s'est toujours heurté aux effets des contraintes climatiques naturelles (sécheresse, salinité, désertification...) et humaines (urbanisation, industries...). Ce qui laisse le pays souffrir d'une production agricole insuffisante.

L'effet de la présence du sel dans le milieu racinaire sur la symbiose rhizobienne chez le petit pois a été discuté. L'accent a été mis sur le comportement agro-physiologique et biochimique. Ce phénomène crée des variations importantes du rendement et entraîné chez l'ensemble de variétés testées des modifications biochimique qui se sont répercutées, par une accumulation de certains osmoticum étudiés (proline et sucre soluble) et par une réduction de teneurs en chlorophylles.

**Référence**  
**Bibliographique**



- **Agastiane p., Kingsley S.J.Vivekanandan M., 2000** –Effet of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. *Photosynthetica* 38, 278-290.
- **Aleberto Cuesta, Laiz-Carrion R, Del Rio MP M, Maseguer J, Mancera MJ, Angeles Esteban M.,2005**:Salinity influence the hormonal immune parameters of gilthead seabream (*Sparus aurata* L .) *Fish &Shellfish Immunolgy*18.
- **Alem C., Amri A., 2005**: Importance de la stabilité des membranes cellulaires dans la tolérance à la salinité chez l'orge. *Reviews in Biology and Biotechnology*, Vol. 4, No. 1: 20 – 31.
- **Amooaghaie R.** The effect of hydro and osmopriming on alfalfa seed germination and antioxidant defenses under salt stress. *Afr J Biotech* 2011; 10: 6269-6275.
- **AROUS., 2009**-Métabolisme des protéines et des glucides chez quelques variétés d'haricot (*phasiolus vulgaris* L.) sous stress salin au stade de germination. Thèse de magister université d'Oran1.
- **Ashraf MY, Harris PJC.** Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Sci* 2004; 166: 3-16.
- **Ashraf, M. et M.R. Foolad. 2007.** Roles of glycinebetaine and proline in improving plant abiotic stress tolerance. *Environ. Exp. Bot.* 59: 206-216.
- **Ben Khaled L, Gómez AM, Honrubia M, Oihabia A.** Effet du stress salin en milieu hydroponique sur le trèfle inoculé par le Rhizobium. *Agro* 2003; 23:553-560.
- **Benoît M., Deffontaines J.-P., Lardon S.2006.**Acteurs et territoires locaux. Vers une géoagronomie de l'aménagement. Collection Savoir-Faire, Inra.
- **Berthomieu P . , Conéjéro G . , Nublat A . , Brackenbury W . J., Lambert C., Savio C., Uozumi N., Oiki S., Yamada K., Cellier F., Gosti F., Simonneau T., Essah P. A., Tester M., Very A-A, Sentenac H., Casse F., 2003-** Functional analysis of AtHKT1 in Arabidopsis shows that Na<sup>+</sup> recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *Embo Journal* 22,2004 – 2014 *Biotechnology* 16, 123-132.
- **Bhat TA, Gupta M, Ganai MA, Ahanger RA and Bhat HA (2013)** Yield, soil health and nutrient utilization of field pea (*Pisum sativum* L.) as affected by phosphorus and Biofertilizers under subtropical conditions of Jammu, *International journal of modern plant and animal science*, 1(1):1-8.

- **Bigdoli, A.M., G.H. Akbari, M.J. Mirhadi, E. Zand et S. Soufizadeh. 2006.** Path analysis of the relationships between seed yield and some morphological and phenological traits in safflower (*Carthamus tinctorius*L.). *Euphytica* 148: 261-268.
- **Borucki W, Sujkowaska M, 2008.** The effects of sodium chloride salinity upon growth, nodulation, and root nodule structure of pea (*Pisum sativum* L.) *Plants .Acta Phys, Plant.*30:293-301.
- **Brink M, Belay G. 2006.** Céréales et légumes secs, ressources végétales de l'Afrique tropicale. Fondation Prota, Wageningen, Pays-Bas. P: 102.
- **Broughton W J, 2003.** *Roses by Other Names: Taxonomy of the Rhizobiaceae.* *J Bacteriol.* 185:2975-79.
- **Cabanero, F.J., Martinez, V., Carvajal, M., 2004.** Does calcium determine water uptake under saline conditions in pepper plants, or is it water flux, which determines calcium uptake? *Plant Sci.* 166, 443–450. *Comptes Rendus Biologies*, 332, 752-758..
- **Cesar AI, Esther MG, Daniel M, Ruben L, Estibaliz L, Erena GQ, 2011.** Physiological response of legume nodules to drought. *Plant stress*, 5:24-31.
- **Chaabena A, Abdelguerfi A, Baameur M.** Comportement et caractérisation de quelques variétés de luzerne (*Medicago sativa* L.) dans la région de Ouargla. *Cah Agric* 2004; 13 :271-6.
- **Chartzoulakis, K., Klapaki, G., 2000.** Response of two greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. *Sci. Hort.* 86, 247–260.
- **Chaux, C., and Foury, C. 1994.** *Productions légumières, tome 3, légumineuses potagères, légumes fruits, chapitre 2 Petit pois ou pois potager*, Paris, Lavoisier Tec & Doc, coll. « Agriculture d'aujourd'hui ». 563 p.
- **Chen WM, Lee TM, Lam CC, Cheng CP.** Characterization of halotolerant Rhizobia isolated from root nodules of *Canavalia rosea* from seaside areas. *FEMS Microb Eco* 2000; 34, 9-16.
- **Chutipaijit S., Cha-um S., Sompornpailin K.- 2011** High contents of proline and anthocyanin increase protective response to salinity in *Oryza sativa* L. spp. Indica. *Aust. J. Crop Sci.* 5 : 1191-1198p.
- **Cieslarová J, Smýkal P, Dočkalová Z, Hanáček P, Procházka S, Hýbl M, Griga M. 2011.** Molecular evidence of genetic diversity changes in pea (*Pisum sativum*L.) germplasm after long-term maintenance. *Genetic Resources and Crop Evolution.* 58: 439–451.

- **Clark, A. (ed.) 2007.** Managing cover crops profitably. 3<sup>rd</sup> ed. Sustainable agriculture research and education program handbook series, bk 9. Sustainable Agriculture Research and Education, College Park, MD.
- **Cleland EE, Harpole WS. 2010.** Nitrogen enrichment and plant communities. New York Academy of Sciences. 1195: 46–61.
- **Coutin, R. 2004.** « Les invertébrés vivant aux dépens du pois », Insectes, n° 132.
- **Daoude Y., 2011 .** Méthodes d'analyse des sols. ENSA. Alger.
- **Day DA, Poole PS, Tyerman SD, Rosendahl L. 2001.** Ammonia and amino acid transport.
- **Deng CN, Zhang GX, Pan XL, Zhao KY.** Chlorophyll fluorescence and gas exchange responses of maize seedlings to saline-alkaline stress. Bulg J Agric Sci 2010; 16: 49-58.
- **Derkaoui kada mokhtar., 2011** -Les réponses morphologiques, physiologiques et anatomiques des racines de la tomate (*Solanum lycopersicum* L.) vis-à-vis du stress salin. Thèse de magister. Université d'Oran1.
- **Depret G, Laguerre G. 2008.** Plant phenology and genetic variability in root and nodule development strongly influence genetic structuring of *Rhizobium leguminosarum* biovar *viciae* populations nodulating pea. New Phytologist. 179: 224–235. across symbiotic membranes in nitrogen-fixing legume nodules. Cellular and Molecular Life Sciences. 58: 61.
- **Dita MA ,Rispaïl N, Prats E,Rubiales D,Singh KB ,2006.** Biotechnology approaches to overcome biotic and abiotic stress constraints in legumes .Eyphtica 147:1-24.
- **Domergue O., 2006.** Diversité des rhizobies associés à *Ononis repens*. Une légumineuse adaptée aux milieux méditerranéens. Mem.ing.Ecole pratique des hautes études .Montpellier, 8p.
- **Downie JA. 2005.** Legume haemoglobins: symbiotic nitrogen fixation needs bloody nodules.
- **Drouineau G ; 1942.** Dosage rapide du calcaire actif des sols. Nouvelles données sur la réparation et la nature des fractions calcaires. ANNALES AGRON (nouvelles séries) ; 12 :441-450 p.
- **DSA:** Direction des Statistiques Agricoles et des Systèmes d'Information Ain Defla 2016.
- **Dubois M., Gillet K.A. (1956):** Dosage des sucres totaux à l'ortho-toluidine, J. Agr. Food Chem. 13 : 137.

- **Elzebroek, T ., and Wind, K. 2008.**Guide to cultivated plants. CAB International, Oxfordshire, UK. enzymology. New York: Academic Press. (1):149-158.
- **Eyidogan F, Oz MT.** Effect of salinity on antioxidant responses of chickpea seedlings. *Acta Physio Plant* 2007; 29:485–493.
- **Erice G, Louahlia S, Irigoyen JJ, Sánchez D, Avice JC.** Biomass partitioning, morphology and water status of four alfalfa genotypes submitted to progressive drought and subsequent recovery. *J Plant Physio* 2010; 38: 114-120.
- **Faghire M, Bargaz A, Farissi M, Palma F, Mandri B, Lluch C et al.** Effect of salinity on nodulation, nitrogen fixation and growth of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) inoculated with rhizobial strains isolated from the Haouz region of Morocco. *Symbiosis* 2011; 54, DOI: 10.1007/s13199-11-0144-0.
- **Food and Agriculture Organization. 2012.** [Online] Available at: <http://faostat.fao.org> (Accessed 24 April 2012). FAO, Rome.
- **Food and Agriculture Organization. 2016.** [online] <http://apps1.fao.org/faostat>.
- **Farissi M, Bouizgaren A, Faghire M, Bargaz A, Ghoulam C.** Agro-physiological responses of Moroccan alfalfa (*Medicago sativa* L.) populations to salt stress during germination and early seedling stages. *Seed Sci Technol* 2011; 39: 389- 401.
- **Farissi, M., Ghoulam, C., Bouizgaren, A.** Variabilité de la tolérance à la salinité de la luzerne : évaluation au stade germination de populations issues de différents agro-écosystèmes marocains. *Fourrages* 2013a; 216: 329-332.
- **Farissi M., Ghoulam C. and Bouizgaren A.** Changes in water deficit saturation and photosynthetic pigments of Alfalfa populations under salinity and assessment of proline role in salt tolerance. *Agricultural Science Research Journals* 2013b; 3: 29-35.
- **Farissi, M., Bouizgaren, A., AZIZ, F., Faghire, M., Ghoulam, C.** Isolation and screening of rhizobial strains nodulating alfalfa for their tolerance to some environmental stresses. *PJAR* 2014a; 2, 9-19.
- **Farissi, M., Faghire, M., Bouizgaren, A., Bargaz, A., Makoudi, B., Ghoulam, C.** Growth, nutrients concentrations and enzymes involved in plants nutrition of alfalfa populations under saline conditions. *J. Agr. Sci. Tech.* 2014b; 16:301-314.
- **Free ,J.B. 1993.**Insect pollination of crops. 2nd ed. Academic Press. London, 152 p.

- **Gama P. B.S., Inanaga S., Tanaka K., Nakazawa R. (2007):** Physiological response of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings to salinity stress. *African Journal of Biotechnology* Vol. 6 (2), pp. 079-088.
- **Garg N, Singla R.** Growth, photosynthesis, nodule nitrogen and carbon fixation in the chickpea cultivars under salt stress. *Braz J Plant Physiol* 2004; 16:137-146.
- **Geetanjali M, Neera G, 2008.** Salinity and its effects on the functional biology of legumes. *Acta Physiol Plant.* 30:595–618.
- **Gibson KE, Kobayashi H, Walker GC. 2008.** Molecular determinants of a symbiotic .
- **Hajihashemi, S., K. Kiarostami, S. Enteshari et A. Saboora. 2006.** The Effects of Salt Stress and Paclobutrazol on Some Physiological of two salt-tolerant and salt sensitive cultivars of wheat. *Pakistan J. Biol. Sci.* 9: 1370-1374.
- **Hartmann, H.T., A.M. Kofranek, V.E. Rubatzky, and W.J. Flocker. 1988.** *Plant science: Growth, development and utilization of cultivated plants.* 2 nd ed. Prentice Hall Career and Technology, Englewood Cliffs, NJ.
- **Haouala F., Ferjani H., Ben El Hadj S. (2007):** Effet de la salinité sur la répartition des cations (  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$  et  $\text{Ca}^{2+}$ ) et du chlore(  $\text{Cl}^-$ ) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais du chiendent. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 11(3).235-244.
- **Helmy, M. 2013.** Effect of magnette, humic acid and biofertilizer application on growth, yield and quality of pea (*Pisum sativum* L.). Ph.D. Agric., Fac. Agric., Mansoura Univ., Egypt.
- **Hu Y, Schmidhalter U, 2001.** Reduced cellular crosssectional area in the leaf elongation zone of wheat causes a decrease in dry weight deposition under saline conditions. *Aust. J. Plant Physiol*, 28: 165-170.
- **Ibriz M, Thami Alami I, Zenasni L, Alfaiz C, Benbella M.** Production des luzernes des régions pré-sahariennes du Maroc en conditions salines. *Fourrages* 2004; 180: 527-540.
- **Ivanov, S., Fedorova, E. E., Limpens, E., De Mita, S., Genre, A., Bon-fante, P., et coll. (2012).** Symbiose Rhizobium-légumineuse partage un sentier totic exocy-requis pour arbus-cule formation. *Proc. Natl. Acad.Sci. U.S.A.* 109, 8316-8321. doi:10.1073/pnas.1200407109.

- **Jabnoue M., 2008.** Adaptation des plante au stress Salin : caractérisation de la transporteur de sodium et potassium de la famille HKT chez le riz .Thèsedoctorat, univ Montpellier II.
- **Kangfu Yu, 2011.** Bacterial Artificial Chromosome Libraries of Pulse Crops: Characteristics and Applications. Journal of Biomedicine and Biotechnology. Article ID: 493186, 8 pages.
- **Laguerre G, Louvrier P, Amarger N. 2003.** Compatibility of rhizobial genotypes within natural populations of *Rhizobium leguminosarum* biovar *viciae* for nodulation of host legumes. Applied and Environmental Microbiology. 69: 2276–2283.
- **Latrach, L., Farissi, M., Mouradi, M., Makoudi, B., Bouizgaren, A., Ghoulam, C.** Growth and nodulation in alfalfa-rhizobia symbiosis under salinity: effect on electrolyte leakage, stomatal conductance and chlorophyll fluorescence. Turk. J. Agric. For. 2014; 38 : 320-326.
- **Lazali M. 2014.** Etude des mécanismes agro physiologiques et moléculaires d'adaptation à la déficience en phosphore chez la symbiose rhizobienne du haricot. Thèse de doctorat, ENSA d'Alger, 280 p.
- **Levigneron A; Lopez F; Vansuyt G; Berthomieu P; et Casse –Delbart F .,1995 -** Les plantes face au stress salin. Cahier d'études et de recherches Francophones /Agriculture. 4: 263-273.
- **Limpens, E., Ivanov, S., Van Esse,W., Voets, G., Fedorova, E., et Bisseling, T. (2009).** Medicago symbiosomes N-2-fixation acquérir le marqueur d'identité d'endocytose Rab7 mais de retarder l'acquisition d'identité vacuolaire. Cellule végétale 21, 2811-2828.doi: 10.1105/ptc.108.064410.
- **Madigan M et Martinko, 2007.** Biologie des micro-organisme. Ed. Pearson. Paris. 1047p.
- **MADR. 2009.** Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural, Direction des statistiques.
- **Marlet,S.,2005**-Gestion de l'eau et salinisation des sols dans les systems irrigués synthèse de l'atelier du PCSI sur :Vers une maîtrise des impacts environnementaux de l'irrigation .CIRAD/AMIS, Montpellier, France n<sup>o</sup> 40 , PP . 12-23.
- **McGee, R. 2012.** USDA-ARS. Personal communication.
- **Maxwell K ., Johnson GN.- 2000-** Chlorophylle fluorescence- a practical guide.J.Exp.Bot.

- **Messiaen ,C.M ., Blanchaed ,D ., Rouxel, F .,and Lafon, R .1991.**Les maladies des plantes maraîchères, INRA éditions, 3ème édition, (ISBN 2-7380-0286-2) ,pp 291-305.
- **Messiaen,C.M. 2010.**Le potager familial méditerranéen. Edition Versailles, 191 p
- **Mermoud,A .,2006** – Cours de physique du sol :Maitrise de la salinité des sol.Ecole polytechnique fédérale de lausanne, 23 P.
- **Mezni M, Albouchi A, Bizid E, Hamza M.** Minerals uptake, organic osmotica contents and water balance in alfalfa under salt stress. J Phytol 2010; 01–12.
- **Milliard J.,2001**-Le point sur l irrigation et la salinite des sols en zone aride : Risque et Recommandations . Handicap International . Novembre 2001 . pp. 34-35.
- **Monirifar H, Barghi M.** Identification and Selection for Salt Tolerance in Alfalfa (*Medicago sativa* L.) Ecotypes via Physiological Traits. Notu Sci Biol 2009; 1: 63-66.
- **Monneveux et Nemmar M ,1986.** Contribution à l'étude de la résistance à la séchresse chez le blé tendre (*Triticum aestivum* L.) et chez le blé dur (*Triticum durum* defš). Etude de l'accumulation de la proline au cours du cycle de développement. Agronomie 6, 583-590.
- **Munns R.- 2002** Comparative physiology of salt and water stress. Plant Cell Environ. 25: 239–250p.
- **Munns R., Tester M.- 2008** Mechanisms of salinity tolerance. Annu. Rev. Plant Biol. 59: 651–681 p.
- **Nabloussi, A., M. El Fechtali et S. Lyagoubi. 2008.** Agronomic and technological evaluation of a world safflower collection in Morocco conditions. Proceed. 7ème Conf. Internat. Carthame, Waga Waga, Australie, 3-6Novembre 2008.
- **Nagesh Babu, R. et V.R. Devaraj. 2008.** High temperature and salt stress response in French bean (*Phaseolus vulgaris*). Aus. J. Crop Sci. 2: 40-48.
- **National Sustainable Agriculture Information Service** - Appropriate Technology Transfer for Rural Areas. Fayetteville, AR, Butte MT, and Davis, CA. USDA-National Agricultural Statistics Service. 2011.
- **Navarro, J.M., Garrido, C., Martinez, V., Carvajal, M., 2003.** Water relations and xylem transport of nutrients in pepper plants grown under two different salts stress regimes. Plant Growth Regul. 41, 237–245.

- **Nibau C., Gibbs D.J. & Coates J.C. (2008).** Branching out in new directions : the control of root architecture by lateral root formation. *New Phytologist*, 179(3), 595-614.
- **Niu, G., Rodriguez, D.S., Starman, T., 2010.** Response of bedding plants to saline water irrigation. *Hort Science* 45 (4), 628–636.
- **Noel K.D.,2009.**Bacteria Rhizobia.*Encyclopedia of microbiologie,shaechter m.sadiago.marquette university,milwauhee,wi,usa,3,877-893.*
- **Ollivier J, We ST, Bannert A, Hai B, Kastl EM, Meyer A, Su MX, Kleineidam K Schloter M. 2011.** Nitrogen turnover in soil and global change. *FEMS Microbiology Ecology* . 78: 3–16.
- **Ottow E, Brinker M, Fritz E, Teichmann T, Kaiser W, Brosche M, Kangasjarvi J, Jiang X, Polle A.** *Populus euphratica* displays apoplastic sodium accumulation, osmotic adjustment by decreases in calcium and soluble carbohydrates, and develops leaf succulence under salt stress. *Plant Physiol* 2005; 139: 1762- 1772 .
- **Parida A., Das A.B.,Das P., 2002-** NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments,proteins and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera arviiflora*, in hydroponic cultures.*J. Plant Biol.*45, 28-36.
- **Parida A.K., DAS A.B. 2005 :** Salt tolerance and salinity effect on plants : review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. Vol.60 , pp. 324
- **Perret X, Staehelin C, Broughton WJ. 2000.** Molecular basis of symbiotic promiscuity.
- **Popp, C., et Ott, T. (2011).** Le règlement de la transduction du signal et une infection bactérienne au cours de nodosités racinaires symbio-SIS. *Curr. Av. Plant Biol.* 14, 458-467. doi: 10.1016/j.2011.03.016 pbi.
- **Pouvreau, A. 2004.** Les insectes pollinisateurs. Delachaux & Niestlé,157 p.
- **Ramírez-Bahena MH, García-Fraile P, Peix A, Valverde A, Rivas R, Igual JM, Mateos PF, Martínez-Molina E, Velázquez E. 2008.** Revision of the taxonomic status of the species *Rhizobium leguminosarum* (Frank 1879) Frank 1889AL, *Rhizobium phaseoli* Dangeard 1926AL and *Rhizobium trifolii* Dangeard 1926AL. *R. trifolii* is a later synonym of *R. leguminosarum*. Reclassification of the strain *R. leguminosarum* DSM 30132 (=NCIMB 11478) as *Rhizobium pisi* sp. nov. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*. 58: 2484–2490.



- **Rao DLN, Giller KE, Yeo AR, Flowers TJ (2002)** The effect of salinity and sodicity upon nodulation and nitrogen fixation in chickpea (*Cicer arietinum*). *Ann. Bot.* 89: 563–570.
- **Rogel MA, Ormeño-Orrillo E, Martínez Romero E. 2011.** Symbiovars in rhizobia reflect bacterial adaptation to legumes. *Systematic and Applied Microbiology.* 34: 96–104. *Microbiology and Molecular Biology Reviews.* 64: 180–201.
- **Santillana N, Ramirez-Bahena MH, Garcia-Fraile P, Velazquez E, Zuniga D. 2008.** Phylogenetic diversity based on *rrs*, *atpD*, *recA* genes and 16S–23S intergenic sequence analyses of rhizobial strains isolated from *Vicia faba* and *Pisum sativum* in Peru. *Archives of microbiology.* 189: 239–247.
- **Sentenac H et Berthomieu P., 2003.** Découverte d'un nouveau mécanisme de tolérance des plantes au sel. UMR Biochimie et physiologie moléculaire des plantes (Unité mixte Ecole nationale supérieure agronomique de Montpellier /Université/CNRS/ INRA) Service Presse INRA. 34p.
- **Slama I, Ghnaya T, Savouré A, Abdelly C.** Combined effects of long-term salinity and soil drying on growth, water relations, nutrient status and proline accumulation of *Sesuvium portulacastrum*. *C R Biol* 2008; 331: 442–451.
- **Tammam, A., M.F. Abou Alhamd et M. Hemed. 2008.** Study of salt tolerance in wheat (*Triticum aestivum*L.) cultivar Banysoif. *Aus. J. Crop Sc.* 1: 47-52.
- **Tejera NA, Campos R, Sanjuan J, Lluch C.** Nitrogenase and antioxidant enzyme activities in *Phaseolus vulgaris* nodules formed by *Rhizobium tropici* isogenic strains with varying tolerance to salt stress. *J Plant Physiol* 2004; 161: 329-338.
- **Tester, M., et Davenport, R.J., 2003:** Na<sup>+</sup> tolerance and Na<sup>+</sup> transport in higher plants. *Ann. Bot. (Lond.)*, 91 (5): 503 –527.
- **Tian CF, Wang ET, Wu LJ, Han TX, Chen WF, Gu CT, Gu JG, Chen WX. 2008.** *Rhizobium fabae* sp. nov., a bacterium that nodulates *Vicia faba*. *International Journal of Food Microbiology.* 58: 2871–2875.
- **Udvardi, M., et Poole, P. S. (2013).** Le transport et le métabolisme en légumineuses-rhizobiums symbioses. *Annu.rev. Plant Biol.* 64, 781-805. doi:10.1146/-050312-s
- **USDA, 2008.** Plants profile of *Pisum sativum* L. ( garden pea). United States Department of Agriculture (USDA), Natural Ressources Conservation Service (NRCS), Plants database.
- **Verdoy D, De la Pena TC, Redondo FJ, Lucas MM, Pueyo JJ.** Transgenic *Medicago truncatula* L. plants that accumulate proline display nitrogen fixing

activity with enhanced tolerance to osmotic stress. *Plant Cell Environ* 2006; 29: 1913-1923.

- **Winicov I.- 1998** New molecular approaches to improving salt tolerance in crop plants. *Ann. Bot.* 82: 703–710p.
- **Yamaguchi, T., Blumwald, E., 2005:**Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. *Trends Plant Sci.* 10(12):615-620 p.
- **Yildirim E. & Guvenc I. (2006).** Salt tolerance of pepper cultivars during germination and seedling growth. *Turk J Agric For* 30, 347-353.

# **Annexes**

**Annexe 1 : Modélisation de la variable Hauteur de**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	1078,290	539,145	7,827	0,003
Variétés	2	7073,969	3536,985	51,349	< 0,0001
Résidus	22	1515,399	68,882		
Total	26	9667,658			

**Annexe 2 : Modélisation de la variable Longueur des racines :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	515,685	257,843	4,456	0,024
Variétés	2	1374,241	687,120	11,875	0,000
Résidus	22	1272,981	57,863		
Total	26	3162,907			

**Annexe 3 : Modélisation de la variable Biomasse nodulaire :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	0,000	0,000	5,973	0,008
Variétés	2	0,000	0,000	8,568	0,002
Résidus	22	0,000	0,000		
Total	26	0,000			

**Annexe 4: Modélisation de la variable Biomasse aérienne :**

Source de variation	DDL	SCE	CM	Test Fisher	Pr
Traitements	2	107,745	53,872	12,848	0,000
Variétés	2	633,287	316,643	75,517	< 0,0001
Résidus	22	92,246	4,193		
Total	26	833,278			

**Annexe 5: Modélisation de la variable Biomasse racinaire :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	4,455	2,228	12,916	0,000
Variétés	2	8,366	4,183	24,253	< 0,0001
Résidus	22	3,794	0,172		
Total	26	16,616			

**Annexe 6 : Modélisation de la variable Chlorophylle feuilles :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	138,163	69,082	5,070	0,080
Variétés	2	749,681	374,840	27,510	0,005
Résidus	4	54,503	13,626		

**Annexe 7: Modélisation de la variable SS feuilles :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	882,729	441,364	93,290	0,000
Variétés	2	463,182	231,591	48,951	0,002
Résidus	4	18,924	4,731		
Total	8	1364,836			

**Annexe 8: Modélisation de la variable Proline feuilles :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	3131,556	1565,778	10,305	0,026
Variétés	2	17,556	8,778	0,058	0,945
Résidus	4	607,778	151,944		
Total	8	3756,889			

**Annexe 9 : Modélisation de la variable Nombre gousses :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	161,407	80,704	27,023	< 0,0001
Variétés	2	213,407	106,704	35,728	< 0,0001
Résidus	22	65,704	2,987		
Total	26	440,519			

**Annexe 10 : Modélisation de la variable Nombre graines :**

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Traitements	2	2112,519	1056,259	10,077	0,001
Variétés	2	4599,407	2299,704	21,941	< 0,0001
Résidus	22	2305,926	104,815		

