

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
**Université Mohamed BOUDIAF de M'sila**



## **MEMOIRE**

Présenté  
à la Faculté des Sciences  
Département des Sciences Agronomiques  
Pour obtenir le Diplôme de

### **Master Académique en Production Végétale et Environnement**

**Domaine** : Sciences de la Nature et de la Vie  
**Filière** : Sciences Agronomiques

### **Thème**

Analyse du comportement de 06 lignées de petit pois  
(*Pisumsativum*L.) soumises au stress salin

Présenté par :

M<sup>elle</sup> Doumi Amina Devant le Jury :

<b>Président</b>	Mr BENNIOU R.	M.C.A	Université de M'sila
<b>Encadreur</b>	Melle BAKIRI N.	M.A.A	Université de M'sila
<b>Examineur</b>	Mme BENKHARBACHE N.	M.C.B	Université de

M'sila Année Universitaire : 2014/2015

# REMERCIEMENT

Je remercie avant tout mon DIEU tout puissant qui m'acomplé de ses bienfaits et m'a donné assez de force pour achever ce travail et de venir au bout de cette formation.

Il m'est agréable de remercier vivement tous ceux qui, grâce à leur aide précieuse, ont permis la réalisation de ce travail :

Melle BAKIRI N. (Directeur de thèse) M.A.A à l'université de M'silade m'avoir laissé libre de découvrir le monde de la recherche par moi-même. Je lui adresse mes sincères remerciements pour ses conseils et ses orientations tout au long de ce travail.

Nos remerciements iront également à Mr BENNIOU R. M.C.A à l'université de M'ila de nous avoir fait l'honneur de présider le jury de soutenance.

Nous remercions également Mme BENKHEARBACHE N. M.C.B. à l'université de M'ila, pour avoir pris le temps de lire et juger cette thèse, pour leurs remarques avisées et leurs nombreux conseils.

Nos remerciements vont à Melle : TIR A. M.A.A à l'université de M'sila pour avoir mis à notre disposition sa documentation. Melle BOUNAB S. et DEHMACH M. Ingénieurs de laboratoire, université de M'sila, ainsi que Mr ALWANI ET Mr AUINA ET Mr HAJ AROSI ET Mr BAHECH ET Mr SAHLI

Je veux aussi remercier tous mes amis (es) surtout BOUCETTA Imane qui m'ont aidé, soutenu et supporté tout au long de ce travail. Je tiens enfin à remercier très chaleureusement tous ceux qui ont patiemment relu ce travail et m'ont aidé à le finaliser.

Et enfin, Je tiens à exprimer toute ma gratitude à ma pour son soutien et sa confiance tout au long de ce travail.

# DEDICACE

*À ma chère mère*

*À ma sœur soumai et à toute la famille*

*À tous mes amis*

*À tous mes collègues*

# LISTE DES ABREVIATIONS

**°C** : degré Celsius

**B** : bore

**CE** : conductivité électrique

**Cl** : chlorure

**Cm** : centimètre

**Cu** : cuivre

**DO** : densité optique

**FAO** : Food and agriculture organisation

**Fe** : fer

**IM** : intégré membranaire

**K<sup>+</sup>** : potassium

**L** : lignée

**MF** : matière fraîche

**Mg** : milligramme

**Mg<sup>++</sup>** : magnésium

**mM** : micro molaire

**Mn** : manganésien

**N** : azote

**N** : numéro

**Na<sup>++</sup>** : sodium

**Nm** : nanomètre

**P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>** : phosphore

**RWL** : Le taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée

**T** : traitement

**T<sub>0</sub>** : traitement témoin

**T<sub>1</sub>** : traitement de dose de sel 75mM

**T<sub>2</sub>** : traitement de dose de sel 150 mM

**TRE** : teneur relative en eau

**Zn** : zinc

## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau 01 :</b> Composition physico-chimique du petit pois .....	05
<b>Tableau 02 :</b> Les étapes de la récolte des plantes <i>Pisumsativum L</i> .....	10
<b>Tableau 03 :</b> Valeurs moyenne de quelques paramètres pour la période : Janvier, Février, Mars, Avril 2015 .....	21
<b>Tableau 04 :</b> Information sur le matériel végétal utilisé dans notre essai .....	22
<b>Tableau05 :</b> Schéma du dispositif expérimental : <b>T1</b> : 0mM, <b>T2</b> : 75mM, <b>T3</b> : 150Mm...	22
<b>Tableau 06 :</b> Composition chimique de la solution nutritive retenue pour irrigation des plantes ...	28



## **LISTE DES ANNEXES**

<b>Annexe 1 : Dosage des sucres solubles.....</b>	<b>55</b>
<b>Annexe 2 : Dosage de proline.....</b>	<b>57</b>
<b>Annexe 3 : Teneur relative en eau.....</b>	<b>60</b>
<b>Annexe 4 : Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée .....</b>	<b>61</b>
<b>Annexe 5 : Intégré membranaire.....</b>	<b>62</b>
<b>Annexe 6 : La teneur en chlorophylle a.....</b>	<b>63</b>
<b>Annexe 7 : La teneur en chlorophylle b.....</b>	<b>63</b>
<b>Annexe 8 : La teneur en chlorophylle totale.....</b>	<b>64</b>
<b>Annexe 9 : La teneur en sucres solubles.....</b>	<b>64</b>
<b>Annexe 10: La teneur en proline.....</b>	<b>65</b>
<b>Annexe 11: Longueur de la partie aérienne.....</b>	<b>66</b>
<b>Annexe 12: Surface foliaire.....</b>	<b>67</b>
<b>Annexe 13: Poids frais de la partie aérienne.....</b>	<b>68</b>
<b>Annexe 14: Poids sec de la partie aérienne.....</b>	<b>69</b>

## **Liste des Figures-ANNEXES-**

<b>Figure 1 : Etapes de préparation des sucres solubles.....</b>	<b>56</b>
<b>Figure 2 : Le courbe étalonnage des sucres solubles.....</b>	<b>57</b>
<b>Figure 3 : Les étapes du dosage de proline.....</b>	<b>59</b>
<b>Figure 4 : Le courbe étalonnage de proline.....</b>	<b>59</b>

## LISTES DES FIGURES

<b>Figure 01 :</b> Plants de <i>Pisumsativum</i> (feuilles, fleurs, et gousses) .....	04
<b>Figure 02 :</b> Structure d'une plante de <i>Pisumsativum L</i> .....	04
<b>Figure 03 :</b> Présentation de l'essai .....	23
<b>Figure 04 :</b> Mesure de la surface foliaire à l'aide d'un planimètre .....	27
<b>Figure 05:</b> Variation la teneur relative en eau (TRE) chez les 6 lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises à différentes concentrations salines. ....	28
<b>Figure 06 :</b> Variation du taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée à la première heure chez les 06 lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises à différentes concentrations salines.....	30
<b>Figure 07 :</b> Variation du taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée à la deuxième heure chez les 06 lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises à différentes concentrations salines.....	30
<b>Figure 08 :</b> Variation du pourcentage de l'intégrité membranaire des lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises aux différentes concentrations salines. ....	31
<b>Figure 09 :</b> Variation de la teneur en chlorophylle a des 6 lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises aux différentes concentrations salines. ....	32
<b>Figure 10 :</b> Variation de la teneur en chlorophylle b des 6 lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises aux différentes concentrations salines. ....	33
<b>Figure 11 :</b> Variation de la teneur en chlorophylle totale des 6 lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises aux différentes concentrations salines. ....	34
<b>Figure 12 :</b> Variation de la teneur moyenne en sucres solubles chez les six lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises aux différentes concentrations salins. ....	35
<b>Figure 13 :</b> Variation de la teneur moyenne en proline chez les six lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises aux différentes concentrations salins. ....	36
<b>Figure 14 :</b> Variation de la longueur moyenne de la partie aérienne chez les six lignées de petit pois ( <i>Pisumsativum</i> ) soumises aux différentes concentrations salins. ....	37

**Figure 15 :** Variation de la surface foliaire moyenne chez les six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salins. .... 38

**Figure 16 :** Variation de la biomasse aérienne fraîche chez les six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salins. .... 39

**Figure 17 :** Variation de la biomasse aérienne sèche chez les six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salins. .... 40

## TABLE DES MATIERES

**LISTE DES ABRIVIATIONS**

**LISTE DES TABLEAUX**

**LISTE DES ANNEXES**

**LISTE DES FIGURES**

<b>INTRODUCTION .....</b>	<b>1</b>
<b>SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....</b>	<b>2</b>
<b>Chapitre I : GENERALITES SUR <i>PISUM SATIVUM</i> .....</b>	<b>2</b>
I.1. Origine et classification.....	2
I.2. Description de la plante .....	3
I.3. Intérêt du petit pois.....	5
I.4. Cycle de développement de la plante.....	6
I.4.1. Germination.....	6
I.4.2. Stade végétatif.....	6
I.4.3. Floraison.....	6
I.4.5. Formation des gousses et graine .....	7
I.5. Exigences du petit pois.....	7
I.5.1. Températures.....	7
I.6. Culture du petit pois.....	8
I.6.1. Travail du sol .....	8
I.6.2. Semis.....	8
I.6.3. Fertilisation.....	8
I.6.4. Irrigation.....	8
I.6.5. Désherbage.....	9
I.6.6. Traitement contre les maladies.....	9
I.6.7. Récolte.....	9

## **Chapitre II : INFLUENCE DU STRESS SALIN SUR LE DEVELOPPEMENT**

<b>DES PLANTES.....</b>	<b>11</b>
II.1. Salinité.....	11
II.1.1. Définition de la salinité.....	11
II.1.2. Origine de la salinité.....	12
II.1.3. Principaux sels solubles.....	13
II.1.4. Salinisation des sols.....	13
II.1.5. Salinisation des eaux.....	13
II.2. Salinité et la plante.....	14
II.2.1. Notions du stress.....	14
II.2.2. Définition du stress salin.....	15
II.3. Effets de la salinité sur les plantes.....	15
II.3.1. Sur la morphologie.....	15
II.3.2. Sur la croissance et le développement.....	15
II.3.3. Sur la physiologie.....	16
a. Effet de stress salin sur la photosynthèse.....	17
b. Effet de stress salin sur les échanges gazeux et la transpiration.....	17
II.3.4. Sur les rendements.....	17
II.4. Mécanismes d'adaptation au stress salin.....	18
II.4.1. Adaptation phénologiques.....	18
II.4.2. Adaptation morphologique.....	18
II.4.3. Adaptation physiologique.....	18
II.4.4. Adaptation biochimique.....	19
<b>Chapitre III : MATERIELS ET METHODES.....</b>	<b>21</b>
I. Objectif de l'essai.....	21
II. Conduite de l'expérimentation.....	21
II.1. Site d'étude.....	21
II.2. Synthèse climatique.....	21
II.3. Matériel végétal.....	21
II.4. Dispositif Expérimental.....	22
II.5. Itinéraire technique.....	23
II.5.1. Obtention des plantules.....	23
II.5.2. Transplantation.....	23

II.5.3. Irrigation.....	24
II.5.4. Application de la salinité.....	24
II.5.5. Le désherbage.....	24
II.6. Les paramètres de mesures.....	24
II.6.1. Paramètres physiologiques.....	24
A. Teneur relative en eau (TRE).....	24
B. Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée.....	25
C. Intégrité membranaire.....	25
D. Teneur en chlorophylle.....	26
E. Teneur en sucres solubles.....	26
F. Teneur en proline.....	26
II.6.2. Paramètres morphologiques.....	26
A. Longueur de la partie aérienne.....	26
B. Surface foliaire.....	26
C. Biomasse aérienne (fraîche et sèche) .....	27
<b>III. Analyse statistique.....</b>	<b>27</b>
<b>Chapitre IV : RESULTATS ET DISCUSSION.....</b>	<b>28</b>
<b>I. Paramètres physiologiques.....</b>	<b>28</b>
I.1. Teneur relative en eau (TRE) .....	28
I.2. Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée.....	29
<i>a) A la première heure.....</i>	29
<i>b) A la deuxième heure.....</i>	29
I.3. Intégrité membranaire.....	30
I.4. Teneur en chlorophylle a.....	31
I.5. Teneur en chlorophylle b.....	32
I.6. Teneur en chlorophylle totale.....	33
I.7. Teneur en sucres solubles.....	34
I.8. Teneur en proline.....	35
<b>II. Paramètres morphologiques.....</b>	<b>36</b>
II.1. Longueur de la partie aérienne.....	36
II.2. Surface foliaire.....	37
II.3. Biomasse aérienne fraîche.....	38
II.4. Biomasse aérienne sèche.....	38

<b>DISCUSSION GENERALE.....</b>	<b>41</b>
<b>CONCLUSION GENERALE.....</b>	<b>45</b>
<b>REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	
<b>ANNEXES</b>	

# **INTRODUCTION GENERALE**

## INTRODUCTION GENERALE

### INTRODUCTION GENERALE

La salinité des sols constitue l'un des principaux facteurs abiotiques limitant la croissance des plantes cultivées. Cette salinité peut être naturelle ou induite par les activités agricoles comme l'irrigation dont plus de 30% des eaux destinées à l'irrigation sont chargées en sel, engendrant une réduction de la croissance et des rendements des variétés sensibles (**Bouziid, 2012**) ou l'utilisation des certains types d'engrais. Dans le monde Chaque année, les surfaces perdues à cause de la salinité des sols, varient autour de 20 millions d'hectares dont 10 millions de terres cultivables, soit 23% des terres cultivées, un milliard d'ha est menacé, dont 3,2 millions d'ha en Algérie (**Kaci et al, 2012**).

Les régions du Bassin méditerranéen sont caractérisées par des conditions pédoclimatiques très contraignantes : aridité, salinité, pH extrême, sols déficients en matière organique et en minéraux, sécheresse estivale et forte carbonatation de la plupart des sols.

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 agropastorale du fait de la désertification conjuguée à la salinité (**Domergue, 2006**).

Les légumineuses alimentaires occupent une place importante dans la ration alimentaire de l'Algérie, car la richesse en protéine et en minéraux de leurs graines ont fait des aliments hautement nutritif(**Senaoui, 2001**) en raison de la source de protéines qu'elles représentent, ces espèces sont souvent appelées protéagineuses, et leur culture est expansion à l'échelle mondiale (**Aubineau et al.,2002**).

Parmi ces légumineuses alimentaires,*Pisumsativumspssativum* cultivé pour ses grains frais connus sous le nom de petit pois,c'est le pois potager et les grains secs pour le pois cassé(**Belakroum et Sardi,1999**). Cette plante est considérée comme une plante sensible au stress salin (**Laredj, 2013**).

Malgré l'importance de cette contrainte peu d'études ont été entreprises pour évaluer et caractériser l'impact de la salinité sur cette plante de petit pois. C'est dans ce cadre que s'insère notre présente étude qui s'est fixée comme objectifs d'évaluer l'impact de la salinité sur le comportement de 6 lignées de petit pois (*Pisumsativum* L) de différentes localités, soumises à différentes concentrations de NaCl (0 mM, 75 mM et 150 mM) à travers des paramètres physiologiques et morphologiques pour sélectionner les lignées les plus résistantes qui feront, par la suite, l'objet d'un programme de sélection et/ou de création des variétés adaptées à nos sols.

# **SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

## I. Généralités sur *Pisumsativum*

### I.1. Origine et Classification

*Pisumsativum* L. espèce très polymorphe groupant toutes les formes annuelles, à fleurs blanche, rose ou violette, que l'on rencontre dans les régions méditerranéennes, en Abyssinie et en Egypte, dans l'Ouest Asiatique et dans certaines régions de l'Europe (**Quezel et Santa, 1962**)

Selon **Roudant et Lefrancq (2005)** ; *Pisumsativum* est connu depuis l'antiquité. Il était utilisé pour la consommation humaine ou la nourriture des animaux.

L'origine et les ancêtres de *Pisumsativum* sont mal connus. La région méditerranéenne, l'Asie centrale et occidentale et l'Ethiopie ont été envisagés comme centres d'origine. Récemment, la FAO a désigné l'Ethiopie et l'Asie occidentale comme centre de diversité, avec des centres secondaires dans le sud de l'Asie et la région méditerranéenne (**Grubben et Denton, 2004**). **Messiaen (2009)** rapporte qu'il est originaire d'Asie centrale, plus particulièrement d'Afghanistan et de l'Ouest de l'Inde où il existe une grande diversité de formes locales. Actuellement, on trouve *Pisumsativum* dans tous les pays tempérés et dans la plupart des hautes terres tropicales (**Grubben et Denton, 2004**).

Le pois cultivé appartient au genre *Pisum* de la famille des *Fabaceae* (**Cronquist, 1988**). Si le genre est bien défini, sa subdivision en espèces et sous-espèces est encore assez confuse. Selon les botanistes, le nombre d'espèces varierait de trois à sept, la plus importante, *Pisumsativum* (**Moule, 1972**).

La classification du petit pois, selon **Cronquist (1988)** :

Règne	<i>Plantae</i>
Sous-règne	<i>Tracheobionta</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Sous-classe	<i>Rosidae</i>
Ordre	<i>Fabales</i>
Famille	<i>Fabaceae</i>
Genre	<i>Pisum</i>
Espèce	<u><i>Pisumsativum</i></u>

## **I.2. Description de la plante**

Le pois est une plantes annuelle, glabres généralement verdâtre, autogames (**Lim, 2012**) avec une racine principale pivotante bien développée et des racines latérales, des nodules globulaires, fixatrices d'azote atmosphérique, peuvent se développer sur la racine principale des jeunes plantes (**Nyabyenda, 2005**).

La tige est mince cylindrique de 30 à 150 cm de long (**Lim, 2012**) généralement grêlé, à entrenœuds plus ou moins allongés, n'ayant pas une rigidité et une force suffisante pour maintenir la plante dressée (**Baillier et fils, 1984**).

Quant au feuillage, sa structure diffère selon les cultivars, il en existe 02 types : normal et semi-aphylle. Les plantes au feuillage normal possèdent des feuilles avec de larges stipules, deux à trois paires de folioles et des vrilles, chez les cultivars de type semi-aphylle, les folioles des feuilles sont transformées en vrilles (**Part, 2007 ; Messiaen, 2009**)

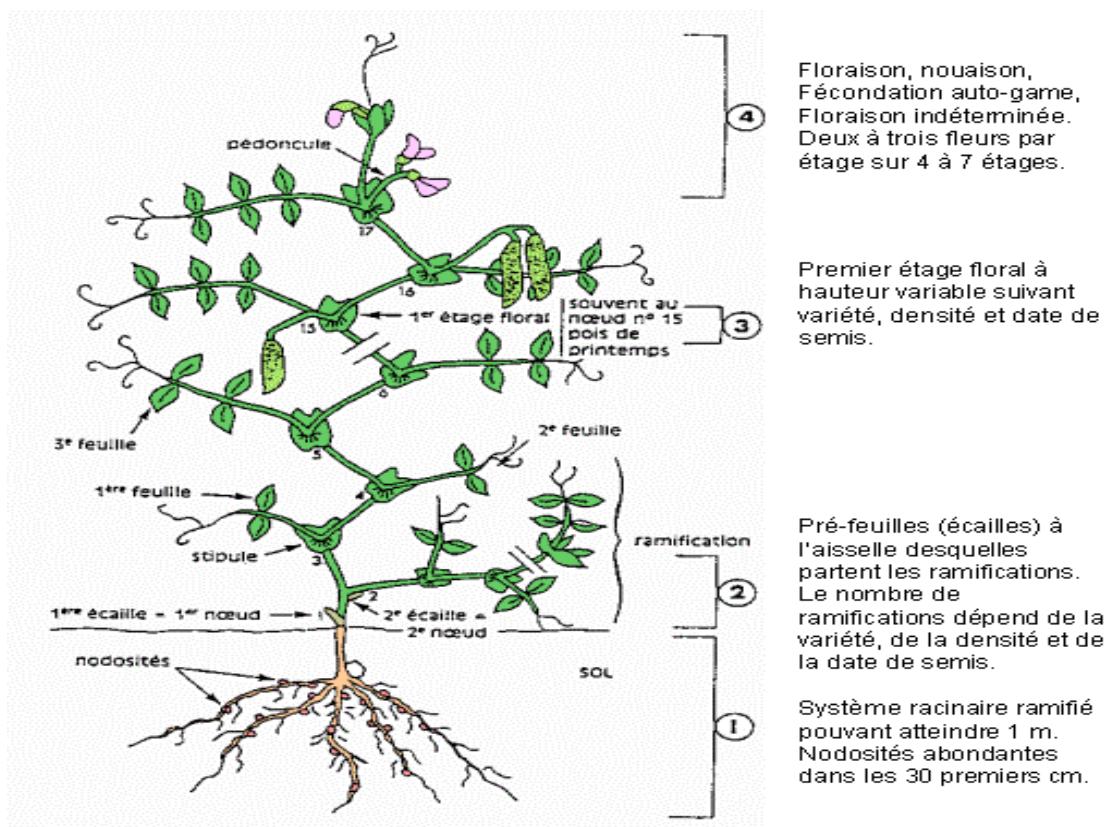
Les fleurs sont généralement blanches, solitaires ou groupées par deux et naissent aux aisselles des feuilles (**Lalumière et al., 1996**) la corolle comprend cinq pétales (**Cousin, 1996**), le calice a 5 dents, les étamines sont au nombre de 10 dont une libre et les neuf autres soudées par leur filet en un tube (**Lalumière et al., 1996**)

Le fruit est une gousse à deux valves et d'une longueur de 3,5 à 11 cm et d'une largeur de 1 à 2,5 cm, droite ou légèrement courbée, enflée ou comprimé, pendative, déhiscente ordinairement de couleur verte mais il existe des variétés à gosses jaunes ou violettes, contenant en moyenne 2 à 5 graines (**Nyabyenda, 2005 et Lim, 2012**). Les graines sont globuleuses ou coudées, exalbuminées, lisses ou ridées, de 5 à 8 mm de diamètre (**Nyabyenda, 2005**), dont la couleur est résultant des couleurs de leurs téguments (**Trébuchet et al., 1953**), elle varie de blanchâtre, blanc crème, gris, jaune, brun, vert au violet ou tacheté (**Lim, 2012**).

**SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**



**Figure 01 :** Plants de *Pisumsativum* (feuilles, fleurs et gousses)



**Figure 02 :**Structure d'une plante de *Pisumsativum* L.(Boyeldieu, 1991)

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

### **I.3. Intérêt du petit pois**

De part son appartenance à la famille des légumineuses, le petit pois présente des avantages sur deux plans : Agronomique et nutritionnel.

Dans l'alimentation humaine, le pois peut être consommé à l'état frais ou encore sous forme de grains secs récoltés à maturité complète. La richesse du petit pois en protéines (20-25%) permet de remplacer certaines protéines animales dans l'alimentation (**Senaoui 2001**). C'est une plante riche en fibres et glucides dont le saccharose, qui lui donne son goût sucré, referme aussi des vitamines (A, B1, B2, C, E, PP) et des sels minéraux (**Gueguen, 2008**). Le tableau 1, montre la composition de la graine du pois.

**Tableau 01** : Composition physico-chimique du petit pois (**Vierling, 2008**)

Composition physico-chimique	Pois %
Protéines	22 ,5
Matière grasse	1,8
Glucides	56,6
Centre	2,6
Celluloses	5,5
Eau	11
Nombre de calorie pour 100g	246
Vitamines (mg /100g)	
C	2
B1	0,77
B2	0,22

Du point de vue agronomique, le pois comme les autres légumineuses, a la capacité de fixer l'azote atmosphérique grâce à la symbiose qui s'opère dans les nodosités entre la plante et les *Rhizobium*, cette fixation se fait concurremment avec l'absorption de l'azote du sol par les racines (**Aubrineau et al., 2002**). Et l'important système racinaire de ces espèces est à l'origine de l'amélioration de la structure du sol (**Belakroum et sardi, 1999**).

Par ailleurs, la rotation des cultures avec ces plantes permet d'économiser les engrais azotés, très coûteux en énergie fossile et contribuant à l'effet de serre via l'émission de grandes quantités d'oxyde nitrique (**Fossou, 2011**). Le petit pois est considéré comme une très bonne tête de rotation et une tête d'assolement, il laisse un sol enrichi en azote de 30 à 50Kg/ha (**Moule, 1972 et Senaoui, 2001**).

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

### **I.4. Cycle de développement de la plante**

Le cycle végétatif normal est de 65 à 100 jours pour les pois frais et de 20 jours de plus pour les pois secs. Sous les climats frais, il est plus long (**Doorenbos et Kassam, 1987**). Le petit pois, comme toute autre plante, passe par plusieurs phases pour accomplir son cycle de développement.

#### **I.4.1. Germination**

La croissance des plantes peut être déterminée en fonction du temps thermique, c'est-à-dire du nombre de degré jours qui correspond à la somme des différences entre la température moyenne de chaque jour et la température du zéro végétatif, le zéro de végétation du *Pisum sativum* L. est de 0C°, sous cette température la plante stoppe sa croissance (**Prat, 2007**)

Une graine de pois possède la totalité de ses substances de réserves dans les deux cotylédons : elle est exalbuminée. Enterrée dans le sol elle y reste enfouie au moment où elle germe. La dislocation des téguments séminaux va permettre aux organes embryonnaires qui reprennent leur développement de croître en dehors de cette structure protectrice. Les méristèmes sont entrés en intense activité. A une extrémité de l'axe, le méristème apical radicaire provoque l'allongement de la radicule, tandis que le méristème apical caulinaire à l'opposé synthétise quelques feuilles le long d'un axe relativement très court par rapport à une tige classique (**Zaffran, 2000**).

#### **I.4.2. Stade végétatif**

A une germination hypogée, peuvent avoir transitoirement un port en rosette qui va maintenir les méristèmes terminaux près du sol pour les protéger du froid (hémicryptophytes), les entrenœuds s'allongeant ensuite au printemps, des bourgeons axillaires peuvent se développer et donner naissance à une ramification suite à une levée de dominance apicale, principalement sur les nœuds de la base de la tige principale (**Doument, 2008**).

La croissance végétative se poursuit pendant que les premiers boutons floraux apparaissent. La mise en place des fruits sur la plante, provoque un ralentissement progressif de la vigueur végétative. Au fur et à mesure de leur maturation, les fruits mobilisent de plus en plus les assimilats issus de la photosynthèse, au détriment du développement végétatif (**Lawson, 2008**).

#### **I.4.3. Floraison**

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

Le stade début de floraison est un stade clé pour la culture du petit pois. Il correspond au début de la phase reproductrice. Un peuplement est au stade début floraison lorsque 50 % des tiges sont fleuries. Une tige est considérée comme fleurie lorsqu'elle porte au moins une fleur bien ouverte (**Jolain et al., 2005**). 45 jours environ séparent le semis de la date de floraison (**Yves, 2006**). La pollinisation intervenant avant l'épanouissement complet de la fleur. La fécondation est principalement autogame (**Griffiths et al., 2002**).

### **I.4.5. Formation des gousses et graine**

Le fruit est une gousse à deux valves d'une longueur de 4,5-8cm, les gousses contiennent en moyenne 2 à 5 graines. Le passage du stade de la floraison au stade de formation de gousses n'est pas clairement défini, il y a rarement formation de gousses à partir des premières fleurs, c'est-à-dire dans l'aisselle de la première feuille. L'apparition des gousses a lieu de 10 ou 15 jours après le début de la floraison (**Rihane, 2005**). La maturité physiologique correspond à l'arrêt du remplissage de la graine. La teneur en eau de la graine est un indicateur pertinent de ces stades.

### **I.5. Exigences du petit pois**

Le petit pois est sensible aux températures élevées, au-delà de 28°C. La somme de températures nécessaire à la levée est de l'ordre de 150 à 200 degrés jours. Elle est de 580 à 630 °C du semis à l'initiation florale et de 1200 à 1700 degrés jours. du début de la floraison jusqu'à la maturité, pour les variétés de printemps, la somme de températures du semis à la levée est la même que pour les variétés d'hiver, mais elle est inférieure pour la phase semis – initiation florale, de 480 à 520 °C, de ce stade à la maturité elle est de 1220 à 1450°C. C'est pendant la phase végétative que le petit pois offre le maximum de résistance au froid, il peut supporter des températures négatives jusqu'à -10°C (**Aubineau et al., 2002**).

Selon Brink et **Belay (2006)** ; **Grublen et Denton (2004)**, le petit pois est légèrement sensible à la longueur du jour, car les jours longs favorisent la floraison dans la plupart des cas, sous les tropiques, il peut être considéré comme indifférent à la photopériode.

Pour ce qui est des besoins en eau, ils sont faibles jusqu'au stade 5-6 feuilles, mais augmentent rapidement à partir de ce stade. De 10 à 15 jours avant la floraison, et jusqu'à la maturité physiologique des graines, la consommation totale se situe autour de 250mm. C'est surtout pendant la floraison que l'effet dépressif sur le rendement d'un manque d'eau se manifeste (**Aubineau et al., 2002**).

Le petit pois peut être cultivé dans les sols les plus variés. Toutefois, les meilleurs résultats sont obtenus dans les sols frais, légers et sains, un sol léger à drainage rapide convient

## **SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

aux variétés précoces, les sols plus lourds aux conviennent aux variétés tardives, quant au pH du sol, il est inférieur à 5,9 (Clément, 1994).

Selon Coulombel et Scoul (2011), Les besoins en engrais sont d'environ 20 Unités de N (pourvu par la fixation de l'azote atmosphérique), 50 à 70 Unités de P et 180 à 200 Unités de K.

### **I.6. Culture du petit pois**

#### **I.6.1. Travail du sol**

Le travail du sol se fait par un labour d'automne, suivi des façons superficielles en fin d'hiver pour l'obtention d'une structure moyennement fine et aérée. En cas de nécessité, la fumure organique et le chaulage seront assurés à l'automne. La fumure minérale sera compléter par un apport de  $\text{CuSO}_4$  en cas de carence en cuivre (Yves, 2006).

#### **I.6.2. Semis**

Le semis a lieu en novembre pour les pois d'hiver et à partir de mi-février pour ceux de printemps. La quantité de semences dépend du poids des 1000 grains, qui varie entre 150 et 300 g, ainsi que du pourcentage estimé de pertes à la levée. L'écartement entre rangs est de 17 ou de 25 cm, voire de 40 cm, quant à la profondeur, elle est comprise entre 4 et 6 cm (Aubineau et al, 2002).

#### **I.6.3. Fertilisation**

Compte tenu de la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique, l'apport d'azote sur la culture n'est pas nécessaire. Pour la fumure phospho-potassique, il n'y a pas de règle générale, celle-ci dépend des précédents, de la teneur du sol en anhydride phosphorique et en potasse, ainsi que des immobilisations par la plante. Les apports moyens sont d'environ 35Kg d'acide phosphorique par hectare et de 150 à 250 Kg/ha pour la potasse (Aubineau et al, 2002).

#### **I.6.4. Irrigation**

L'irrigation est indispensable à un rendement maximal. Les petit pois nécessitent un volume minimal d'eau de 3 000 à 8 000 m<sup>3</sup>/ha, cet apport est plus efficace par goutte à goutte, si l'on recourt à l'irrigation par aspersion ou à la raie, le volume nécessaire peut atteindre 14 000 m<sup>3</sup>/ha. Les cultures sont irriguées goutte à goutte ou par aspersion, Si les réserves hydrique disponibles de la parcelle ne sont pas suffisantes, il est conseillé d'irriguer le champ avant le semis. L'irrigation au semis n'est généralement pas recommandée, car elle favorise uniquement le développement de racines peu profondes. Toutefois, si le sol a

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

tendance à former une croûte, il faut commencer par l'irriguer abondamment (en fonction de la capacité au champ), puis de le labourer peu avant le semis. Une sécheresse avant floraison est fortement préjudiciable au rendement final. Dès le début de la floraison, il est donc judicieux d'irriguer régulièrement les champs en fonction des besoins, en poursuivant cette irrigation jusqu'à la formation des gousses (**Labuschagne, 2009**).

### **I.6.5. Désherbage**

Selon **Elalaoui (2000)**, l'existence de désherbants chimiques pour les légumineuses alimentaires est totalement méconnue par la grande majorité des agricultures. Les plus utilisés sont des herbicides de pré-semis et de prélevée, qui assurent le contrôle de bon nombre de graminées et de dicotylédones pendant 80 à 100 jours quand, toutefois, un minimum de pluie est reçu juste après leur application. Quant au désherbage mécanique, tous les agriculteurs pratiquent un minimum de deux binages sur le petit pois entre la date des semis (début mai, mi-mai ou fin de mai) et la méthode de désherbage. Le travail du sol avant la levée diminue la biomasse des adventices quand on reporte les semis (**Elalaoui, 2000**).

### **I.6.6. Traitement contre les maladies**

Plusieurs agriculteurs effectuent des traitements contre les maladies cryptogamiques et les ravageurs animaux des légumineuses, selon l'année, l'espèce cultivée et les régions, on effectue 0 à 2 traitements au maximum (**Elalaoui, 2000**). Les maladies du feuillage et des gousses pénalisent, à la fois, la récolte sur le plan quantitatif (couleur de fleur et de gousses) et qualitatif (grains tachés, présence de sclérotés). Le début de la floraison est un stade décisif dans la protection des pois contre l'antracnose, le botrytis, et le sclérotinia. Les fongicides sur *Pisum sativum* ne sont efficaces que s'ils sont appliqués en préventif sur ces maladies (**Ledeliou et Leduigou 2001**).

Selon **Missiaen et Lafon (1970)**, les principales maladies cryptogamiques qui attaquent le petit pois sont le mildiou (*Peronospora pisi*) par temps humide et nuits fraîches. Il cause le jaunissement de la face supérieure des folioles et feutrage blanc puis violacé à la face inférieure. L'oïdium du pois (*Erysiphe polygoni*) est aussi une maladie fréquente sur les cultures tardives. Il cause des fructifications blanches et dessèchement prématuré du feuillage. Les maladies virales sont redoutables et parmi lesquelles, on cite la Mosaïque étiolation du pois qui cause des proliférations et hypertrophie des nervures à la face inférieure des folioles avec crispation, forte chute du rendement par réduction de la taille de la plante (**Yves, 2006**).

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

### I.6.7. Récolte

Trois mois et demi à quatre mois après le semis, les gousses encore vertes, bien bosselées par les grains, sont bonnes à récolter. La récolte se déroule en 2 ou 3 vagues successives pour un même semis, tous les 2 à 4 jours (**Bordier, 2002**). Le tableau 3 montre les étapes de la récolte du petit pois

**Tableau 2** : Les étapes de la récolte des plantes *Pisumsativum* L. **Labuschagne (2009)**.

Méthode	Manuelle, en coupant le pédoncule des gousses. Tri préliminaire dans le champ (élimination des gousses pré-forées, endommagées, portant des marques, difformés, etc)
Précautions	Les gousses doivent être cueillies et manipulées avec beaucoup de soin. Elles doivent être placées dans un récipient rigide mais aéré, sur une épaisseur maximale de 20cm. Si les gousses ne sont pas conditionnées immédiatement, il est indispensable de les stocker dans un endroit frais, si aucun système de refroidissement électrique n'est disponible on peut recourir à un (refroidisseur à charbon), constitué de charbon de bois placé entre des grillages métallique, il doit être conçu de telle manière que la totalité de l'air entrant dans le refroidisseur passe par le charbon de bois il est conseillé de maintenir le charbon mouillé afin de renforcer son action refroidissant.
Fréquence	Durant les périodes chaudes, les <i>Pisumsativum</i> se développent plus rapidement et il est possible que la cueillette doit s'effectuer plus fréquemment afin d'éviter les pertes dues à une croissance excessive.
Période de récolte	La récolte commencera au moins 95 à 100 jours après le semis pour. La récolte se poursuivra pendant 7 à 9 semaines en fonction de l'altitude, de la variété et du climat de la saison. Il est conseillé de commencer la cueillette dès que possible le matin, en évitant de récolter des gousses humides de rosée et de travailler aux périodes les plus chaudes de la journée.
Main d'œuvre	Pour respecter ces instructions, les cueilleurs doivent être formés et doivent être conscients de l'importance de la culture, ils doivent être supervisés, un cueilleur peut récolter entre 40 à 80kg par journée de travail de huit

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

	heures, en fonction des calibre et des type de pois, du moment de la saison et du nombre des cueillettes
--	--

## **II. Influence du stress salin sur le développement des plantes**

La salinisation, enregistrée dans les écosystèmes aride et semi aride, résulte de forte évaporation d'eau à partir du sol et d'une irrégulière et insuffisante pluviométrie (**Hassani et al, 2008**). Chez les légumineuses, le stress salin perturbe, non seulement la croissance du végétal, mais également la fixation de l'azote en affectant les bactéries symbiotiques des nodules. La salinité influence également la qualité des gousses dont l'aspect (gousses plus petites et nécrosées) (**Levigneron, 1995**). Elle affecte aussi la croissance des plantes qui est réduite et les limbes ont une couleur vert sombre plus marquée que celle des plantes dont la croissance est normale, la croissance de la partie aérienne est plus réduite que celle des racines. Cet effet néfaste des sels solubles résulte d'une réduction de l'absorption de certains ions par antagonismes avec le sodium et le chlore et une diminution de l'alimentation hydrique par la pression osmotique (**Maas, 1990 ; Morard, 1995**).

### **II.1. Salinité**

#### **II.1.1. Définition**

La salinité peut être définie comme une accumulation excessive de sels dans lessols ou dans les eaux à un seuil pouvant avoir un impact sur les activités humaines et naturelles (plantes, animaux, écosystèmes aquatiques, approvisionnement en eau, agriculture, ...). (**El Moukhtar, 2010**). Elle peut être définie, aussi, comme toutes teneurs excessives en ions, pouvant se présenter dans les sols ainsi que dans les eaux (**Merzoug et Fali, 2011**). 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  $\text{HCO}_3^{-}$ ) (**Faghire, 2012**). La salinité peut entraîner des nocifs conséquents en raison de la fixation des chlorures de sodium par les colloïdes du sol, de plus, les sels causent des changements dans la structure du sol (sur sa perméabilité et son aération) affectant directement le développement de la plante (**Hammou, 2010**).

#### **II.1.2. Origine de la salinité**

La salinisation des terres est à 80% d'origine naturelle. On parle alors de salinisation "primaire", due aux sels se formant lors de l'altération des roches ou à des apports naturels externes, Alors que 20% des terres salinisées ont une origine "anthropique". On parle alors de

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

la salinisation "secondaire" induite par l'activité humaine, liée aux pratiques agricoles et en particulier à l'irrigation (**Chamekh, 2010**).

La salinité provenant de l'altération de la roche mère saline par les facteurs d'érosion, la dissolution par les eaux de ruissellements des roches sédimentaires qui sont riches en chlorures, sulfate et carbonates, contribuent ainsi à la salinisation primaire, provoquée par l'eau de pluie souvent acide ( $H_2CO_3$ ), mais aussi par des agents physiques (**Hammou, 2010**).

Près de 20% des terres salinisées ont une origine humaine ou anthropique et sont qualifiées de «secondaires».**(Bouchoukh, 2010). Noomene (2011)**, signale que la salinisation secondaire est le résultat des activités humaines, qui modifient l'équilibre hydrologique du sol entre l'eau appliquée (irrigation ou de pluie) et de l'eau utilisée par les cultures (transpiration). Selon le même auteur, les causes les plus fréquentes sont :

- ✓ Le défrichement des terres et le remplacement de la végétation pérenne avec des cultures annuelles,
- ✓ L'utilisation des eaux d'irrigation riches en sel,
- ✓ Un drainage insuffisant et un système d'irrigation déséquilibré...

### **II.1.3. Principaux sels solubles**

Les principaux sels solubles qui participent dans la formation des sols salés sont :

- ✓ *Les carbonates* : les plus rencontrés sont le carbonate de sodium ( $Na_2CO_3$ ), bicarbonate de sodium ( $NaHCO_3$ ), carbonate de calcium ( $CaCO_3$ ) et le carbonate de magnésium ( $MgCO_3$ ).
- ✓ *Les sulfates* : ce sont les sels de l'acide sulfurique et les plus fréquents sont: le sulfate de magnésium ( $MgSO_4$ ), sulfate de sodium ( $Na_2SO_4$ ) et le sulfate de calcium ( $CaSO_4$ ).
- ✓ *Les chlorures* : principalement : le chlorure de sodium ( $NaCl$ ), le chlorure de calcium ( $CaCl_2$ ) et chlorure de magnésium ( $MgCl_2$ ) ce sont plus soluble et forte toxicité.

La présence de sels solubles en quantité importante ou d'un horizon sodique à structure dégradée, caractères qui ont une influence néfaste sur le développement de la végétation ou des cultures (**Aubert, 1982**).

Selon **Madani (2008)**, les sels solubles peuvent provenir :

- ✓ Soit de l'altération des roches contenant des minéraux sodiques potassiques et magnésiques. En région arides et semi-arides, ces sols se concentrent sur place ; dans les dépressions fermées.

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

- ✓ Soit de dissolution des évaporites contenant des chlorures, des sulfates etc., les évaporites se localisent essentiellement dans les bassins élémentaire (Trias, terrains et quaternaire).
- ✓ Soit de l'altération des roches volcanique

### **II.1.4. Salinisation des sols**

À très faible concentration, certains sels présents à l'état naturel dans le sol sont absorbés comme éléments nutritifs par les végétaux. Cependant, à des concentrations plus élevées, les sels solubles peuvent empêcher les racines d'absorber l'eau et les éléments nutritifs et, ainsi, restreindre la croissance des plantes cultivées, d'où un rendement plus faible (**Wiebe et al., 2001**). Processus d'accumulation de sels à la surface du sol et dans la zone racinaire qui occasionne des effets nocifs sur les végétaux et le sol, il s'en suit une diminution des rendements et à terme une stérilisation du sol (**Mermoud, 2006**).

Les sols salés occupent des surfaces très importantes dans le monde, particulièrement dans les zones arides, et au cours des siècles les hommes ont essayé avec plus ou moins de succès, de les mettre en valeur (**Roederer, 1964**). Parmi les sols salés, on peut définir les sols sodiques et les sols alcalis.

Les sols sodiques, aussi appelés sols salés ou sols halomorphes, sont caractérisés par leur teneur élevée en sels solubles, plus solubles que le gypse dans l'ensemble ou dans une partie du profil, ou par la dégradation de la structure de l'un de leurs horizon ou de tout leur ensemble sous l'influence de l'un des ions provenant de ces sels en particulier du sodium (**Aubert, 1992**). Le sodium en excès dans le complexe absorbant du sol peut en dégrader la structure, ces sols à structure diffuse sont souvent dénommés sols à alcali ou sodiques (**Aubert, 1983**).

Quant aux sols alcalis, se sont des sols caractérisés par une teneur élevée en sels alcalins (principalement les carbonates), un pH de 8,8, l'ESP représente au moins 15%, Des inflorescences d'humâtes alcalins peuvent se former en surface d'où l'appellation de sols salins noirs (**Lassana, 1991**). Selon **Amirouche et Leghouini (2006)**, le terme alcalin est appliqué à des sols résultant du processus d'alcalinisation qui sont définis par les critères suivants :

- ✓ La conductivité de l'extrait à saturation est inférieure 4mmhos /cm à 25°C.
- ✓ Le Ph et supérieur à 8,5.
- ✓ Le pourcentage en sodium échangeable (ESP) est supérieur à 15%.

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

On distingue par ailleurs les sols alcalins lessivés (solonetz) et les sols alcalins dégradés (soloth ou solod) (Amirouche et Leghouini, 2006).

### **II.1.5. Salinisation des eaux :**

Toutes les eaux naturelles contiennent des minéraux dissous et des matières gazeuses. Selon Bouchoukh (2010), l'accumulation des sels dans une eau dépend de son origine :

- ✓ Eau de pluie: gaz atmosphérique dissous et sels cycliques.
- ✓ Eau de surface: sa composition et sa concentration varie dans l'espace et dans le temps, cette variation dépend de la géologie du bassin versant, du climat: la neige contient moins de sel que la pluie, et de l'évaporation: la concentration de la solution augmente avec l'augmentation de l'évaporation, ceci entraîne une variation de la salinité d'un cours d'eau avec la saison.
- ✓ Eaux souterraines : en général, leur composition est assez variable d'une année (ou saison) à l'autre s'il n'y a pas d'interventions notables de l'homme.

La composition et la concentration de l'eau en sels dépendent de la formation géologique qu'elle traverse, de sa température et de la composition de l'eau de recharge s'il y en a.

## **II.2. Salinité et la plante**

### **II.2.1. Notions du stress**

Le stress est l'ensemble des conditions qui provoquent des changements des processus physiologique résultant éventuellement en dégâts, dommage blessures, inhibition de la croissance ou de développement (Hopkins, 2003).

Selon Hopkins (2003), on peut distinguer deux types du stress dans la nature, le stress abiotique dû principalement à des facteurs environnementaux comme la sécheresse, les températures extrêmes, excès d'eau (asphyxie racinaire), la salinité,....Etc. et le stress biotique dû à une agression par un autre organisme : insectes, animal,....Etc.

Les stress biotiques et abiotiques, sont des conditions qui affectent la croissance et le rendement des plantes. Contrairement aux animaux, qui peuvent se déplacer lorsque les conditions de vie ne leur sont plus favorables, les plantes développent des stratégies d'adaptation pour répondre aux changements environnementaux en contrôlant et en ajustant leurs systèmes métaboliques (Grime, 1989).

### **II.2.2. Définition du stress salin**

## **SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

La salinité des sols constitue l'un des principaux stress abiotiques limitant la croissance des plantes cultivées, cette salinité peut être naturelle ou induite par l'activité agricole comme l'irrigation ou l'utilisation de certains types d'engrais (**Jabnoue, 2008**). Le stress salin est défini par la présence de concentration variées de NaCl, la concentration de NaCl supérieures à 50 Mm dans les sol sont en générale défavorables à la plupart des espèces végétales (en particulier celle que l'on regroupe sous le nom glycophyte), le NaCl en lui-même est toxique mais la stress salin s'accompagne souvent d'une baisse importante du potentiel hydrique, il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec" (**Elferiha, 2010**).

### **II.3. Effets de la salinité sur les plantes**

#### **II.3.1. Effets de la salinité sur la morphologie**

Les effets de la salinité se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, caractérisé par la faible ramification, le faible diamètre des organes, le nombre réduit des noeuds et les réductions du nombre de feuilles et de la longueur de la tige et par conséquent l'augmentation du rapport racine/tige. Une baisse des poids de matières fraîche et sèche est aussi démontrée (**Rush et al, 1981**).

La salinité influe également sur la croissance et la qualité des fruits dont l'aspect fruits plus petits et nécrosés, et la qualité organoleptique sont modifiés (**Mizrahiet al, 1985 in Levigneronet al, 1995**). La production totale des fruits de plusieurs espèces et le poids moyen des fruits diminuent linéairement avec l'augmentation de la salinité.

#### **II.3.2. Effets de la salinité sur la croissance et le développement**

La germination est considérée comme une étape critique dans le cycle de développement de la plante. En effet, elle conditionne l'installation de la plantule, son branchement sur le milieu, et probablement sa productivité ultérieure. Le chlorure de sodium présent dans le sol ou dans l'eau d'irrigation affecte la germination des glycophytes (**Mallek, 2001**).

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 (**Farissi et al., 2014**). Les grandes concentrations en sel dissous dans la solution du sol ont des effets délétères sur les végétaux. Certains sont adaptés à ces concentrations par différents mécanismes physiologiques, ce sont les halophytes. Elles se développent à des teneurs de sels

## **SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

supérieurs à 300 mM. Par contre les glycophytes y sont sensibles, leur croissance est fortement inhibée avec des concentrations de sel entre 100 et 200 mM(**Rabhi, 2011**).

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 (**Hanana et al, 2011**). En effet, la salinité est susceptible de perturber la nutrition minérale des plantes en interférant avec le prélèvement de certains éléments essentiels comme le potassium et le calcium et ceci soit par substitution, soit par compétition au niveau des sites d'absorption membranaire , Par conséquent, la capacité des géotypes à maintenir des niveaux plus élevés de  $K^+$  et de  $Ca^{2+}$  et de faibles niveaux de  $Na^+$  dans les tissus est l'un des mécanismes clés contribuant à l'expression de la tolérance au sel (**R'him et al, 2013**).

La réponse immédiate du stress salin est la réduction de la vitesse de l'expansion de la surface foliaire ce qui conduit à l'arrêt de l'expansion si la concentration du sel augmente.L'effet de la salinité sur la plante varie avec les espèces,les variétés et le stade de développement de la plante (**Takarli, 2002**).

### **II.3.3. Effets de la salinité sur la physiologie**

#### **a. Effet de stress salin sur la photosynthèse**

La salinité affecte en premier lieu la croissance de la plante puis la photosynthèse causant suit aux phénomènes de « feed-back », une réduction de la capacité photosynthétique(**Greenway et Munns, 1980**).La teneur en sel élevée, dans les tissus, influence directement les enzymesphotosynthétiques et, par conséquent, les réactions d'échange de lumière et de gaz, or, la réduction de la photosynthèse à long terme entraîne l'inhibition de la formation et de l'expansion de la feuille ainsi que l'abscission précoce de cette dernière (**Bouchoukh, 2010**).

L'effet de salinité sur la photosynthèse se manifeste essentiellement par la réduction de l'assimilation du  $CO_2$ , la conductance stomatique, et le ralentissement de l'activité du transport des électrons du photosystème II. La réduction de la photosynthèse par la salinité est l'une des causes majeures de la réduction de la croissance et de la productivité végétale (**Farissi et al., 2014**).

Le taux de la chlorophylle et des caroténoïdes des feuilles diminue en général sous les conditions de stress salin. Les feuilles les plus âgées commencent à développer une chlorose

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

et finissent par tomber pendant une période prolongée de stress salin (Agastian., 2000). Par contre, des chercheurs ont rapporté que le contenu de la chlorophylle augmente sous les conditions de salinité chez *Amaranthus*. Chez *Grevilea*, la protochlorophylle, la chlorophylle et les caroténoïdes diminuent significativement sous le stress salin, mais la vitesse du déclin de la protochlorophylle, la chlorophylle est plus importante que celle de la chlorophylle *a* et les caroténoïdes. Les pigments anthocyanines augmentent significativement dans ces cas de stress salin (Kennedy et De Fillippis, 1999 in Parida et Das, 2005).

### **b. Effet de stress salin sur les échanges gazeux et la transpiration**

De nombreux facteurs endogènes et environnementaux influencent l'état d'ouverture des stomates. L'intégration de différents signaux par les cellules de garde permet de réguler le degré d'ouverture stomatique afin d'optimiser l'assimilation de CO<sub>2</sub> en fonction des conditions environnementales et de l'état physiologique de la plante. Dans le cas d'un stress hydrique, par exemple, ce système de régulation permet de limiter la perte d'eau qui pourrait être fatale à la plante en inhibant l'ouverture des stomates par la lumière au début de journée. Ceci diminue l'assimilation du CO<sub>2</sub>, et ralentit, donc, le métabolisme et le développement, mais permet à la plante de survivre. Le stress salin influence l'état de turgescence des cellules de garde essentiellement par l'intermédiaire d'une phytohormone : l'acide abscissique (Belin, 2006).

### **II.3.4. Effets de la salinité sur les rendements**

L'effet de la salinisation sur les végétaux est semblable à celui de la sécheresse, à mesure que la concentration des sels dissous augmente, la capacité des racines d'absorber à la fois l'eau et les éléments nutritifs diminue. À des concentrations élevées de sels, la croissance normale des plantes cultivées est limitée et le rendement des cultures est réduit (Wiebe et al., 2001 ; Greenway et Munns, 1980). Lassana, (1991) rapporte qu'il est difficile d'intégrer le régime de salinité pour prévoir le rendement. C'est pour cette raison que l'on retire une valeur arbitraire de chute de rendement pour fixer la tolérance des plantes à la salinité. L'effet relatif de la salinité est beaucoup plus fort en conditions favorables qu'en conditions limitantes, les réponses à la salinité obtenue sous conditions de faible productivité montrent parfois des tolérances qui n'existent pas réellement. Le rendement absolu doit donc être pris en compte au tant que le rendement relatif (Lassana, 1991).

### **II.4. Mécanismes d'adaptation au stress salin**

A la différence des glycophytes qui ne supportent pas la présence de sels, les halophytes poussent mieux sur un sol salin. Elles déclenchent des mécanismes de tolérance qui

## **SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

contribuent à l'adaptation au stress osmotique et ionique provoqué par la salinité élevée. Ces mécanismes permettent d'ajuster la pression osmotique interne, grâce aux électrolytes et aux solutés organiques principalement des sucres solubles et des acides aminés, comme la proline et la glycine bêtaïne (Djerroudi *et al*, 2010).

### **II.4.1. Adaptation phénologique**

Le stress salin a un accent ionique aussi bien qu'osmotique sur les plantes, il peut être distingué à plusieurs niveaux (Tester *et al*, 2003). La racine et l'augmentation de la pousse sont réduites abruptement chez les plantes sensibles au sel et cet effet ne paraît pas dépendre de la concentration des ions dans les tissus en croissance, mais c'est plutôt une réponse à l'osmolarité de la solution externe. Les contraintes dues à l'accumulation spécifique de Na<sup>+</sup> dans les tissus des feuilles se caractérisent par la nécrose des feuilles les plus anciennes, en commençant par le bout de celles-ci et en progressant vers marges puis continue vers la partie basale de la feuille (Munns, 2002).

### **II.4.2. Adaptation morphologique**

La succulence, qui se traduit par une accumulation d'eau dans les cellules constitutives des tissus des organes aériens. La succulence des cellules foliaires, se traduisant par une augmentation de l'épaisseur des feuilles, est l'une des modifications qui apparaît de façon plus importante chez les espèces les plus tolérantes. On note de plus, la réduction de la surface foliaire, la présence d'une cuticule épaisse et l'apparition plus précoce de la lignification de quelques organes à la fin de leur cycle de vie (Poljakoff-Mayber, 1975; Raache et Karboussa, 2004).

### **II.4.3. Adaptation physiologique**

La caractérisation physiologique de la tolérance des végétaux à la salinité résulte de processus qui permettent au végétal d'absorber l'eau et les sels minéraux à partir de substrats à faibles potentiels hydriques, mais aussi de vivre en acceptant la présence importante de sodium dans ses tissus; les halophytes, qui accumulent le plus de sodium, se signalent ainsi par une forte capacité d'élaboration de composés organiques, ces deux facteurs permettant le maintien d'une haute pression osmotique interne qui favorise les échanges d'eau entre les compartiments externe et cellulaire (Guerrier, 1984).

La plante empêche le sel de remonter jusqu'aux feuilles. Une première barrière existe au niveau de l'endoderme, couche interne de cellules de la racine. Cependant, cette barrière peut être interrompue, en particulier lors de l'émergence des ramifications de la racine.

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

D'autres mécanismes limitent le passage de sel des racines vers les feuilles mais les gènes qui les gouvernent sont encore largement inconnus (**Sentenac et Berthomieu, 2003**).

Il est aussi indiqué que la capacité d'exclusion de (Na<sup>+</sup>) et / ou (Cl<sup>-</sup>) des tiges est bien corrélée au degré de tolérance au sel. La capacité d'exclusion de (Na<sup>+</sup>) des parties aériennes est en accord avec la relation négative trouvée entre l'accumulation des ions toxiques (Na<sup>+</sup> et Cl<sup>-</sup>) dans les feuilles et la croissance des parties aériennes de tomate poussant en conditions salines. Le maintien d'une faible concentration de (Na<sup>+</sup>) dans les feuilles peut être dû à un mécanisme d'exclusion qui provoque une accumulation de (Na<sup>+</sup>) dans les racines, évitant une translocation excessive aux tiges; mais, il peut être aussi lié à une mobilité élevée du Na<sup>+</sup> dans le phloème. Cependant, certaines mesures physiologiques concordent pour suggérer l'existence d'une expulsion active du sodium cytoplasmique vers l'apoplasme ou vers la vacuole, protégeant ainsi les équipements enzymatiques du cytoplasme dans les organes aériens (**Greenway et Munns, 1980**).

### **II.4.4. Adaptation biochimique**

Face à l'augmentation des sels dans un sol en cours d'un stress salin, un ajustement osmotique peut se manifester, mais à des degrés variables, chez la plupart des végétaux. Les métabolites impliqués dans cet ajustement sont assez variés (**Tahriet *al.*, 1998**). Ces solutés ont des propriétés physiques et biologiques compatibles, même à forte concentration, avec les fonctions métaboliques. L'un des principaux caractères physiologiques de tolérance aux contraintes du milieu est l'ajustement osmotique. Celui-ci est réalisé grâce à une accumulation de composés osmorégulateurs conduisant à une réduction du potentiel osmotique permettant ainsi le maintien du potentiel de turgescence. L'accumulation de ces composés a été mise en évidence chez plusieurs espèces végétales soumises à la contrainte saline. Cette accumulation varie dans de larges proportions suivant l'espèce, le stade de développement et le niveau de la salinité. Les différences d'accumulation des solutés (Acides aminés libres, proline et sucres solubles totaux) entre les plantes témoins et les plantes soumises au stress salin sont très importantes (**El Midaoui *al.*, 2007**).

L'ajustement osmotique apparaît aujourd'hui comme un mécanisme majeur d'adaptation aux stress ionique et osmotique qui s'exprime par la capacité d'un végétal à accumuler, au niveau cytoplasmique et de manière active, des ions tels que les K<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup> et Cl<sup>-</sup> ou des composés organiques tels les sucres solubles (fructose, glucose, tréhalose, raffinose, fructanes) et certains acides aminés (proline, glycine bêtaïne, β-alanine bêtaïne, proline bêtaïne).

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

Parmi les acides aminés pouvant être accumulés, la proline représente l'une des manifestations les plus remarquables des stress hydriques et osmotiques. Son rôle d'osmoticum a été rapporté par de nombreux auteurs. L'accumulation de la proline, induite par les stress, peut être le résultat de trois processus complémentaires: stimulation de sa synthèse, inhibition de son oxydation et/ou altération de la biosynthèse des protéines. La proline serait synthétisée à partir de l'acide glutamique via l'acide 5 carboxylique pyrroline (P5C) mais également via l'arginine et l'ornithine (**Tahriet *al.*, 1998**).

Les sucres peuvent servir de composés solubles compatibles pour cet ajustement osmotique, comme de nombreuses autres molécules. De nombreuses études ont mis en évidence l'accumulation de sucres solubles lors de la dessiccation. Différents sucres solubles peuvent être présents dans les tissus bien hydratés, mais le saccharose est préférentiellement accumulé dans les tissus en déshydratation. De même, la synthèse des sucres et des polyols (glycérol, mannitol, inositol méthyl..) est stimulée par un stress salin. Les composés inorganiques peuvent aussi avoir un effet dans la régulation osmotique et dans la tolérance à la salinité. Il semblerait même que ce type de molécules soit plus efficace que les composés organiques. En effet leur concentration peut être très élevée dans la vacuole et l'apoplaste pour un coût énergétique très faible (**Lamzeri, 2007**).

# **MATERIELS ET METHODES**

## MATERIEL ET METHODES

### I. Objectif de l'essai

Notre travail a pour objectif d'évaluer le comportement de 06 lignées de petit pois (*Pisumsativum* L), de différentes localités, vis-à-vis du stress salin à différentes concentrations, à travers des paramètres physiologiques et morphologiques pour sélectionner les lignées les plus résistantes qui feront par la suite l'objet d'un programme de sélection et/ou de création des variétés adaptées à nos sols.

### II. Conduit de l'expérimentation

#### II.1. Site d'étude

L'essai a été réalisé au niveau de la terrasse du département d'agronomie située au pôle universitaire Mohamed Boudiaf (wilaya de M'sila). Cette dernière se trouve à une latitude de 35° 40'N et une longitude de 04° 30'E, et sur une altitude de 500 m. La wilaya de M'sila est limitée au nord par les monts du Mâadid, à l'Est par les monts de Belezma, à l'Ouest par les monts d'Ouled Nail et Sud par les monts de Ziban.

#### II.2. Synthèse climatique

La station se trouve dans l'étage bioclimatique semi aride, le tableau ci dessous, montre quelques valeurs moyennes de quelques paramètres climatiques pour la période de l'expérimentation.

**Tableau 03:** Valeurs moyennes de quelques paramètres climatiques pour la période : Janvier, Février, Mars, Avril 2015

Mois	Température moyenne (°C)	Humidité Relative	Précipitation (mm)
Janvier	8,2	71	12,2
Février	8,5	73	25,4
Mars	13,9	59	13,1
Avril	20,3	46	06

Source : station météorologique de M'sila (2015)

#### II.3. Matériel végétal

06 lignées de petit pois de différentes provenances ont été utilisées dans notre essai (tableau 06). Ces lignées étaient sélectionnées d'une grande collection de petit pois contenant

95 lignées. Un essai de caractérisation morphologique, phénologique et agronomique s’est futuralisé durant la campagne agricole 2012/2013. Le choix de ces lignées s’est basé sur leur bonne production et la bonne qualité du grain du point d’avis des consommateurs.

**Tableau 04 :** Informations sur le matériel végétal utilisé dans notre essai

Num attribués	Nom d’accession1	Pays d’origine
1	PIS 389	Espagne
2	PIS 389	Espagne
3	PIS 511	Ethiopia
4	P.Sativum-ETH	Ethiopia
5	P.Sativum-HIND	Afghanistan
6	Tai Ba Cou	La Chine

#### II.4. Dispositif Expérimental

Le dispositif expérimental utilisé est un randomisation totale avec 3 répétitions avec deux facteurs étudiés : facteur lignée (06 lignées), et le facteur concentration du sel (03 concentrations : 0 mM, 75 mM et 150 mM). L’intervalle entre deux blocs est de 0,5 m, l’espacement entre deux pots est de 0.2 m(**Figure 03**)

Répétitions 01	Répétitions 02	Répétitions 03
L2 T3	L3 T1	L2 T2
L5 T3	L5 T1	L4 T2
L1 T1	L4 T3	L3 T2
L1 T2	L1 T3	L1 T1
L3 T2	L3 T3	L4 T3
L3 T1	L6 T3	L5 T2
L6 T3	L2 T2	L5 T1
L6 T2	L4 T1	L1 T2
L1 T3	L5 T2	L3 T1
L4 T1	L6 T2	L2 T1
L3 T3	L6 T1	L5 T3
L4 T2	L2 T1	L6 T1
L5 T1	L4 T2	L4 T1
L2 T1	L3 T2	L6 T1
L5 T2	L5 T3	L2 T3
L4 T3	L1 T1	L6 T2
L2 T2	L1 T2	L3 T3
L6 T1	L2 T3	L1 T3

**Tableau 05:**Schéma du dispositif expérimental : **T1** : 0mM, **T2** : 75mM, **T3** : 150mM

## **II.5. Itinéraire technique**

### **II.5.1. Obtention des plantules**

Les surfaces des semences des 06 lignées de petit pois étaient stérilisées, en trompant les graines dans l'eau de javel pendant 5 minutes et puis rincées avec l'eau distillée.

La germination des semences a duré 04 semaines (du 04/02/2015 au 03/03/2015). Les graines stériles, préalablement imbibées dans l'eau, étaient placées dans les alvéoles contenant du sable stérilisé à 120°C pendant une heure et irriguées quotidiennement avec l'eau distillée.

Le développement des plantules s'est poursuivi dans le laboratoire de botanique en conditions ambiantes pendant 02 semaines, et dans la chambre de culture pendant les 02 autres semaines.

### **II.5.2. Transplantation**

La transplantation s'est effectuée dans des pots (54 pots) contenant chacun 3,4 Kg de substrat mesurant à 20 cm de long et 17 cm de diamètre. Le substrat utilisé était composé sable, sol et terreau à raison de (2 :1 :1) volume. Le 03/03/2015, deux plantes (mesurant de 5 à 10 cm) ont été transférées des alvéoles et placées dans les pots remplis de substrat



**Figure 03:**Présentation de l'essai

### II.5.3. Irrigation

Les plantes étaient maintenues à la capacité au champ tout le long de la période de l'essai. L'irrigation été alternée entre l'utilisation de l'eau distillée seule et l'utilisation de la solution nutritive (5 g/1L) dissoute dans l'eau. **Le tableau 06** illustre la composition de la solution nutritive utilisée pour l'irrigation de nos plantes.

**Tableau 06** :Composition chimique de la solution nutritive retenue pour irrigation des plantes

Elément majeurs	Oligo-élément
N : 20%	SO3 : 2%
P2O2 : 19%	B : 0,01%
K2O : 19%	Cu : 0,04%
	Fe : 0,1%
	Mn : 0,1%
	Mo : 0,003%
	Zn : 0,04%

### II.5.4. Application de la salinité

Deux concentrations salines, en plus du témoin, ont été utilisées pour l'application de la salinité aux plantes. 4,4 g de NaCl était dissout dans 1L d'eau distillée pour avoir une concentration de 75 mM et 8,8g pour avoir une concentration de 150 mM. L'eau distillée est utilisée seule comme témoin (0 mM).

L'irrigation par les différentes concentrations de sel était appliquée au début de floraison. Deux irrigations de rappel étaient appliquées après trois et six jours et puis on a arrêté l'irrigation.

### II.5.5. Le désherbage

Un désherbage manuel est effectué à chaque repousse de mauvaises herbes.

## II.6. Les paramètres de mesures

### II.6.1. Paramètres physiologiques

#### A. Teneur relative en eau (TRE)

La teneur relative en eau a été déterminée selon la méthode de **Sangakkara et al. (1996)**. Les feuilles excisées à la base sont immédiatement pesées, c'est le poids initial ( $P_i$ ) elles sont ensuite introduites dans des tubes à essai contenant de l'eau distillée et placée à une température de 4°C pendant 24 heures à l'abri de la lumière. Les feuilles sont retirées,

délicatement essuyées par un papier buvard et pesées à nouveau, c'est le poids en pleine turgescence (Ppt), le poids sec des feuilles (Ps) est déterminé par passage dans l'étuve à une température de 80°C pendant 48 heures. La teneur relative en eau est déterminée par la formule suivante:

$$TRE(\%) = \frac{Pi - Ps}{Ppt - Ps} \times 100$$

### **B. Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée**

Les feuilles sont prélevées à leur base est trempées par leur partie sectionnées dans des tubes à essai contenant de l'eau distillée. L'ensemble est placé à l'obscurité et à une température de 4°C pendant 24 heures. Les feuilles sont ensuite retirées, l'eau de surface est absorbée soigneusement par du papier buvard, la partie sectionnée est trempée dans de la graisse de silicone (**Horne et kahn, 2000**) afin d'empêcher toute perte d'eau à travers les nervures sectionnées. La feuille est ensuite pesée, c'est le poids initial (Pi) obtenu à la pleine turgescence. Les feuilles sont maintenues dressées aux conditions du laboratoire (22°C). Des pesées à différents temps, 60 et 120 mn sont pratiquées.

La première pesée après une heure  $Pt_{60}$  permet d'estimer le taux de la transpiration somatique et la deuxième pesée après deux heures  $Pt_{120}$ , c'est afin d'apprécier le taux de la transpiration cubculaire, Enfin la surface foliaire (Sf) est déterminée par le planimètre. La perte d'eau est évaluée par l'équation :

$$RWL_x (mg/cm^2/mn) = \frac{(Pi - Pt_x)}{Sf \times T}$$

### **C. Intégrité membranaire**

L'intégrité des membranes a été évaluée selon la méthode **Campos et al., (2003)** afin de vérifier la fluidité transmembranaire des. Une pièce de feuille de  $1\text{cm}^2$  a été prélevée et placer dans un tube à essai contenant 10 ml de l'eau dé-ionisée puis a été maintenue dans un bain marie sous une température de 30 °C pendant 3 heures. La conductivité électrique  $C_1$  a été mesurée après refroidissement. Puis, le tube a été placé dans le bain marie à l'ébullition pendant 2 minutes. Après refroidissement, la seconde conductivité électrique  $C_2$  a été déterminée.

$$IM = 1 - (C_1/C_2)$$

### **D. Teneur en chlorophylle**

La méthode utilisée est celle de **Lichtenthaler et Welburn (1983)** modifiée par Porra (2002), elle consiste à broyer une portion 100 mg de feuille dans un mortier en porcelaine dans 8ml d'acétone dilué à 80% .On filtre le broyat dans un tube à essai en utilisant un papier Watman n° 22. Ensuite, on complète le volume du tube à 10 ml en ajoutant de l'acétone dilué. Les absorbances ont été lues au spectrophotomètre aux longueurs d'onde 645 nm et 663 nm. Les absorbances ont été converties selon les auteurs afin de quantifier la teneur en chlorophylle a, chlorophylle b et chlorophylle totale en mg.g<sup>-1</sup>MF, en utilisant les formules suivantes :

$$\text{Chl a} = (12.21 \times 663 \text{ nm}) - (2.81 \times 645 \text{ nm})$$

$$\text{Chl b} = (20.13 \times 645 \text{ nm}) - (5.03 \times 663 \text{ nm})$$

$$\text{Chl t} = \text{Chl a} + \text{Chl b}$$

#### **E. Teneur en sucres solubles**

Les sucres solubles sont dosés par la méthode de **Dreywood (1946)** modifiée par **Shiends et Burnett (1960)**; le principe de la réaction est basé sur la coloration des produit de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique qui, très concentré, transforme à chaud les glucides en dérivés sulfuriques se colorant en bleu-vert avec l'authrone(Annexe 1).

#### **F. Teneur en proline**

La proline est dosée par la méthode de **Trollet et Lindsley (1954)**, simplifiée et mise au point par **Drier et Goring (1974)**. Cette méthode se base sur la coloration rouge produite par l'interaction de la proline avec de la ninhydrine dans un tampon acide(Annexe 2)

### **II.6.2. Paramètres morphologiques**

#### **A. Longueur de la partie aérienne**

Ce paramètre a été déterminé en utilisant un ruban mètre gradué. Les mesures ont portés sur toute la longueur de la tige, du ras du sol à son extrémité supérieure.

#### **B. Surface foliaire**

La mesure de la surface foliaire s'est effectuée à la fin de l'expérimentation à l'aide d'un planimètre.



**Figure 04:** Mesure de la surface foliaire à l'aide d'un planimètre

### **C. Biomasse aérienne (fraîche et sèche)**

La biomasse aérienne, que soit fraîche ou sèche, était déterminée en utilisant une balance de précision. Le poids frais a été directement déterminé après la récupération de l'organe. Le poids sec a été obtenu après le passage des organes 48h en étuve à 80°C.

### **III. Analyse statistique**

L'analyse de la variance à deux facteurs (ANOVA2) ainsi que le test de Tukey (classification en groupes homogènes) au seuil de 5% sont utilisés pour traiter les résultats obtenus à l'aide du logiciel SPSS version 16.0.

# **RESULTATS ETDISCUSSION**

## RESULTATS ET INTERPRETATIONS

### I. Paramètres physiologiques

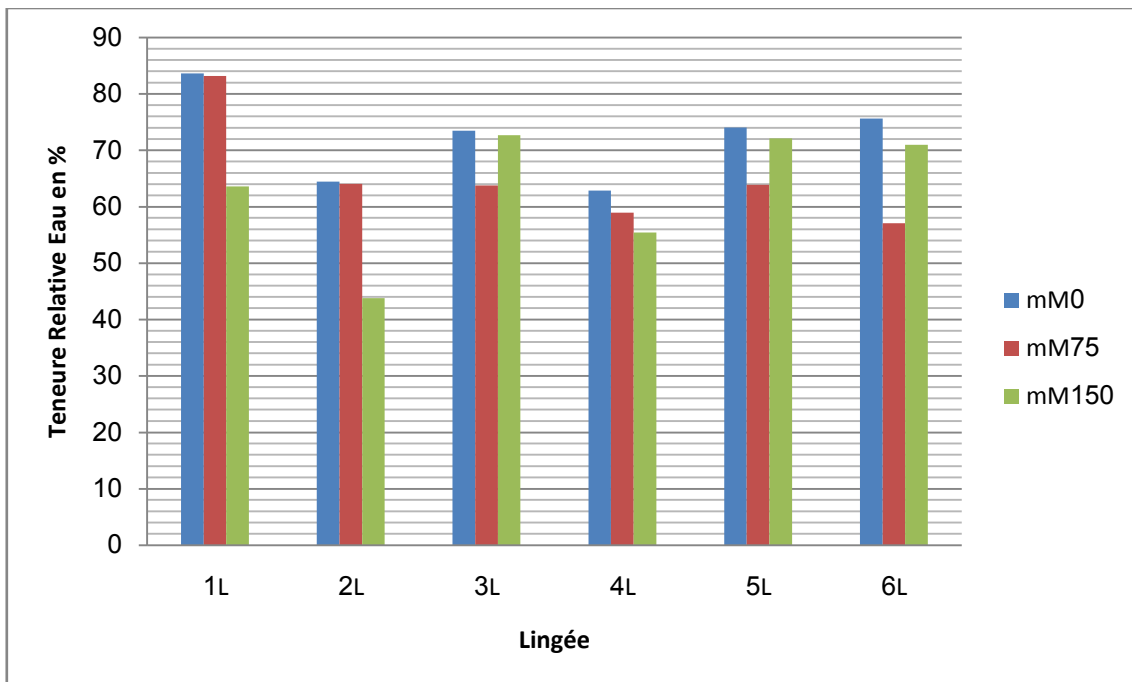
#### I.1. Teneur relative en eau (TRE)

L'ensemble des lignées présentaient des pourcentages élevés en teneur relative en eau, indiquant une meilleure résistance au stress (figure 05).

Chez les feuilles des plantes témoins, la teneur relative en eau dans les feuilles dépasse les 60%. La salinité modérée semble stimuler ce paramètre, des teneurs élevées en eau arrivant à 83,18% étaient enregistrés chez les feuilles de la lignée 1. Sous salinité élevée, les teneurs relatives en eau étaient maintenues à des pourcentages compris entre 43,82% au niveau de la lignée 2 et 72,67% au niveau de la lignée 3.

L'analyse de la variance (ANOVA 2) révèle un effet très hautement significatif entre les différentes lignées, le même effet est constaté entre les différentes concentrations (Annexe 3).

Le test de Tukey au seuil  $\alpha = 5\%$  réalisé sur les moyennes des teneurs relatives en eau indique, pour le facteur lignée, trois groupes homogènes (**A** : L1 ; **B** : L5, L3, L6 ; **C** : L4, L2), le même test révèle, pour le facteur concentration, deux groupes homogènes (**a** : 0m.M ; **b** : 75m.M, 150m.M).



**Figure 05** : Variation la teneur relative en eau (TRE) chez les 6 lignées de petit pois (*Pisum sativum*) soumises à différentes concentrations salines.

## **I.2. Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée**

### ***a) A la première heure***

L'analyse du taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée à sa base et maintenue dressée pendant 60 mn dans les conditions du laboratoire, nous donne une estimation sur la masse de l'eau perdue par transpiration produite essentiellement à travers les stomates.

Le taux de déperdition de l'eau chez les feuille des six lignées de petit pois ne présente aucun effet significatif ( $P > 0,05$ ) entre les lignées considérées comme témoins ni entre celles soumises aux concentrations saline modérées et élevées (Annexe 4).

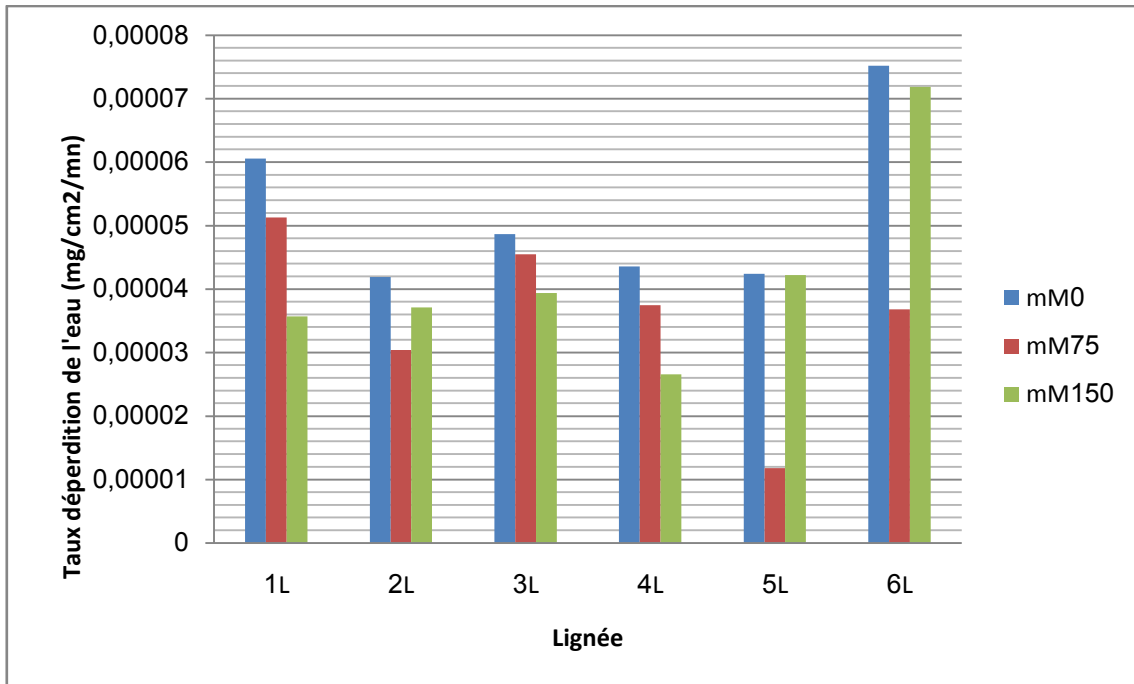
Les pertes d'eau semblent être plus importantes dans les feuilles des six lignées soumises à la salinité par rapport aux feuilles des plantes stressées (figure 07). Au niveau des concentrations salines 75 mM et 150mM, le taux de la déperdition en eau diminue pareillement chez toutes les lignées de petit pois en étude.

### ***b) A la deuxième heure***

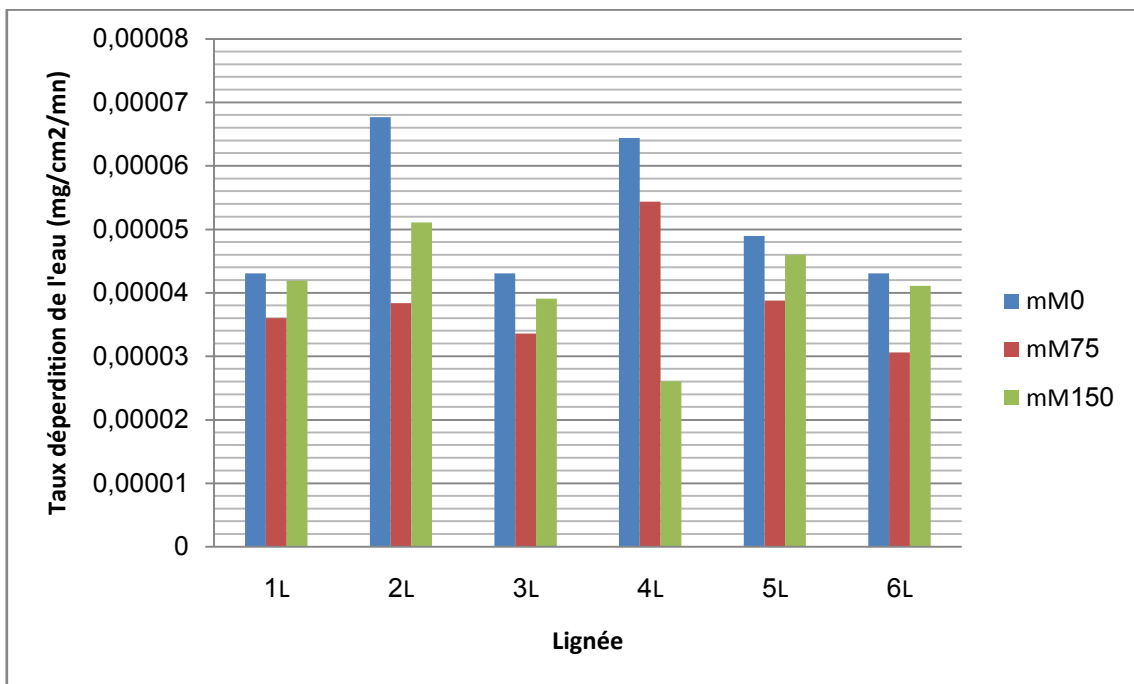
Ce paramètre nous indique sur les pertes en eau produites suite à la non-fermeture complété des stomates et à travers la cuticule.

Les résultats obtenus après l'analyse de la variance du taux de la déperdition de l'eau par la feuille, après deux heures, ne présente aucune différence significative ( $p > 0,05$ ) entre les lignées de petit pois au niveau des différentes concentrations de NaCl (annexe 4).

Chez les feuilles des plantes soumises à une salinité sévère (150mM), les taux de déperdition en eau étaient les plus élevées particulièrement chez les feuilles des lignées 2 ; 3 ; 5 et 6 (figure 3) comparativement aux plantes soumises à un stress modéré et aux témoins qui ont provoqué une diminution des pertes en eau chez l'ensemble des lignées.



**Figure 06 :** Variation du taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée à la première heure chez les 06 lignées de petit pois (*Pisum sativum*) soumises à différentes concentrations salines.



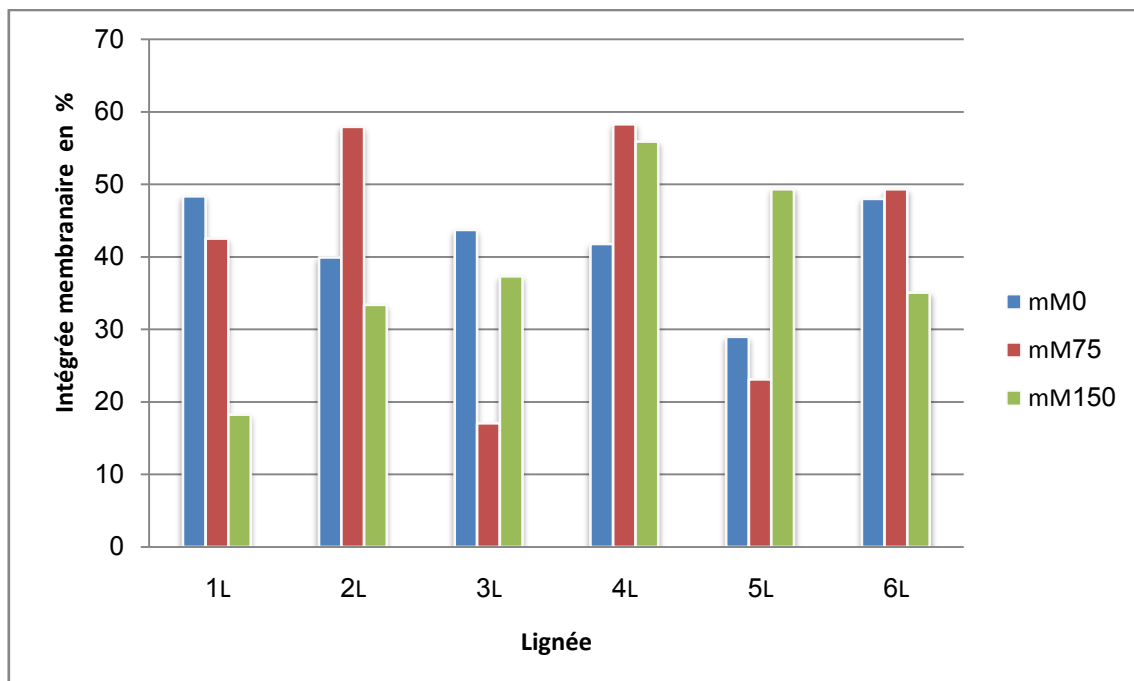
**Figure 07 :** Variation du taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée à la deuxième heure chez les 06 lignées de petit pois (*Pisum sativum*) soumises à différentes concentrations salines.

### I.3. Intégrité membranaire

L'intégrité membranaire des membranes cellulaires a été évaluée par les mesures de la conductivité électrique. Cette mesure montre un pourcentage réduit dans les conditions contrôles, pour le traitement de témoin en provoque une diminution simultanée du pourcentage de l'intégrité membranaire sauf les lignées 1 et 3 en observe de l'intégrité membranaire plus fort (48,37%) (43,72%) respectivement et la lignée 5 plus faible (28,96%). Au niveau de traitement de salinité 75 mM, l'intégrité membranaire la plus élevée a été obtenue chez la lignée 2 avec 57,92%, et la plus faible a été enregistrée chez la lignée 3 avec 17,08%. Pour la concentration 150 mM, la plus forte réduction de l'intégrité membranaire s'est produite chez la lignée 1 avec 18,27%.

L'analyse de la variance (ANOVA 2) effectuée sur ce paramètre, révèle un effet très hautement significatif pour le facteur lignée, la même analyse révèle, pour le facteur concentration, un effet hautement significatif (Annexe 5).

Le test de Tukey au seuil  $\alpha = 5\%$  réalisé sur les moyennes de l'intégrité membranaire indique, pour le facteur lignée, trois groupes homogènes (A : L4 ; B : L6, L2 ; C : L1, L5, L3), le même test révèle 2 groupe homogène pour le paramètre concentration (a : 0 mM, 75mM ; b : 150 mM).

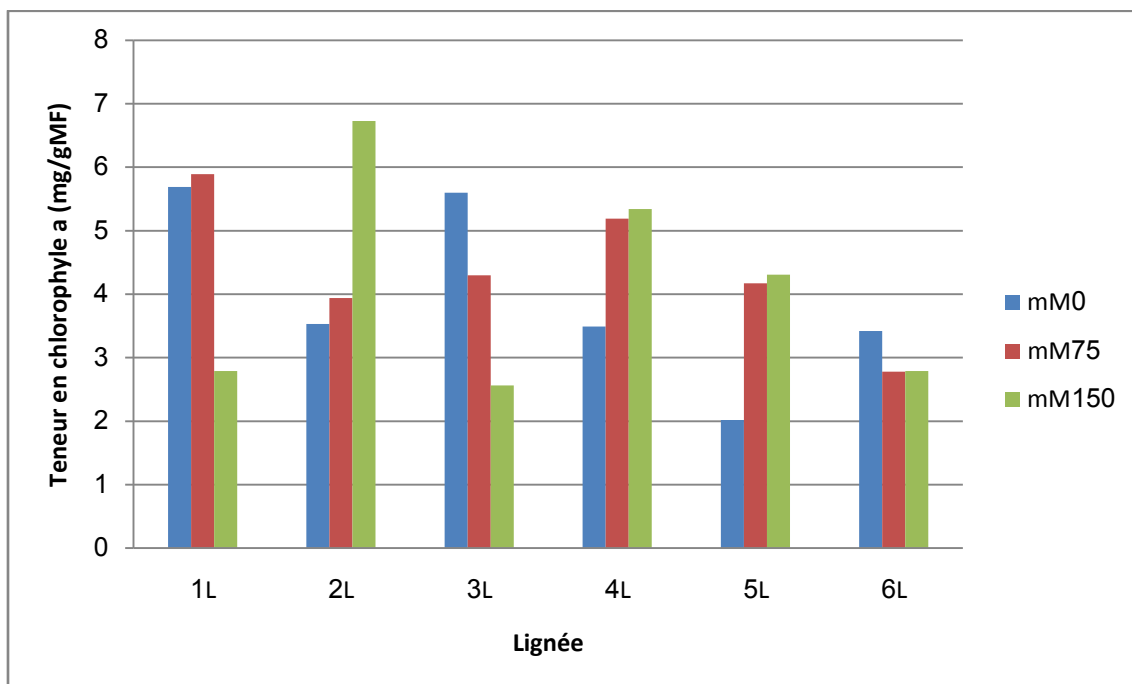


**Figure 08 :** Variation du pourcentage de l'intégrité membranaire des lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salines.

#### I.4. Teneur en chlorophylle a

La teneur en chlorophylle a évalué après analyse spectrophotométrie a relevé une sensibilité des génotypes de *Pisumsativum* vis-à-vis de la salinité. Dans les concentrations 0mMNaCl, toute les lignées ont été affectées avec, cependant, une chute plus (2,02 mg-1.g-1MF) prononcée chez la lignée 4,sauf les lignées 1 et 3 et ou on a enregistré des teneurs plus élevéesavec respectivement 5,89 et 5,6 mg-1.g-1MF. Dans la concentration 75 mM, les teneurs varient de 2,78 à 5,89 mg-1.g-1MF, des teneurs allant de 2,56 à 6,73 mg-1.g-1MF on été enregistrés au niveau de la concentration 150 mM.

L'analyse de la variance n'a révélé aucun effet significatif ( $P>0,05$ ) pour les deux facteurs testés, à savoir la lignée et la concentration saline (Annexe 6).

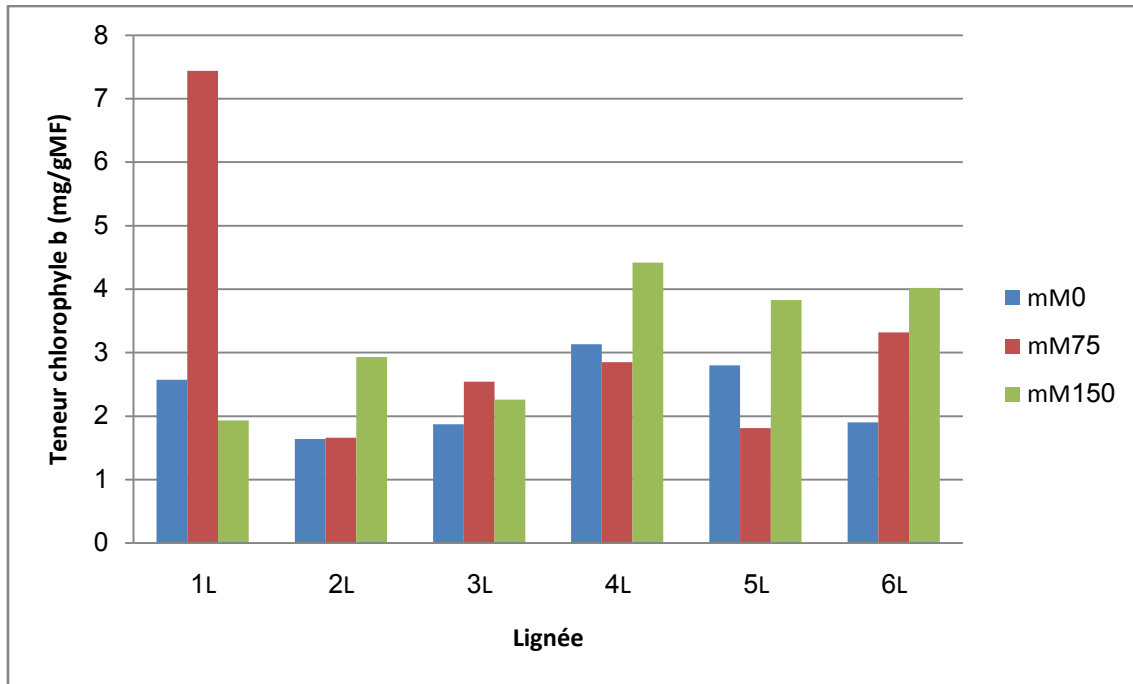


**Figure 09 :** Variation de la teneur en chlorophylle a des 6 lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salines.

#### I.5. Teneur en chlorophylle b

La figure 10 montre les résultats moyenne de teneur en chlorophylle b, on observe que la valeur la plus élevée est enregistré au niveau de la concentration 75mM avec 7,44 mg/MF correspondant a la lignée L1, dans la concentration 150 mM, la teneur la plus élevée dans (4,42mg/MF) est enregistré au niveau de lignée L4, comparativement au témoin ou on a enregistré des valeurs allant de 1,64 à 3,13 mg/MF respectivement pour les lignées 2 et 4.

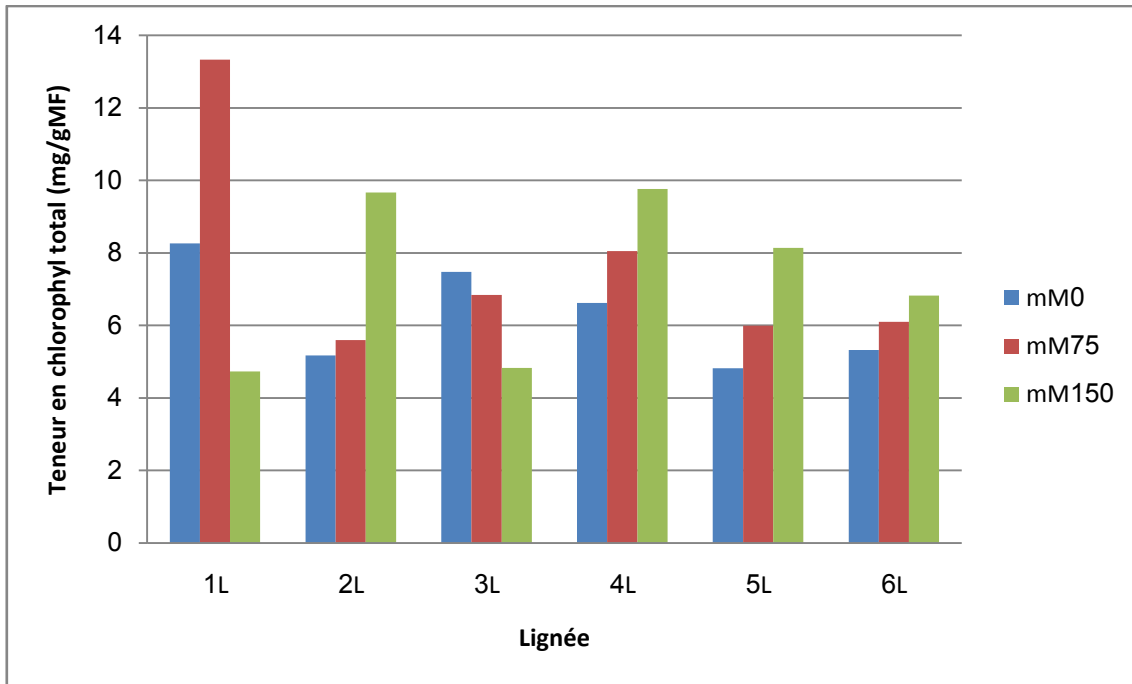
L'analyse de la variance réalisée sur la teneur en chlorophylle b n'a révélé aucun effet significatif ( $P>0,05$ ) pour les deux facteurs testés (Annexe 7).



**Figure 10 :** Variation de la teneur en chlorophylle b des 6 lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salines.

### I.6. Teneur en chlorophylle totale

La teneur en chlorophylle totale a été non significativement réduite sous l'effet du stress salin dans les conditions contrôlées (Annexe 8). Les plus fortes teneurs ont été observées au niveau du traitement 150 mM chez l'ensemble des lignées, variant de 4,83 mg-1.g-1MF à 9,76 mg-1.g-1MF, à l'exception de la lignée 1 où on enregistre la teneur la plus élevée au niveau de la concentration 75 mM avec 13,33 mg-1.g-1MF.



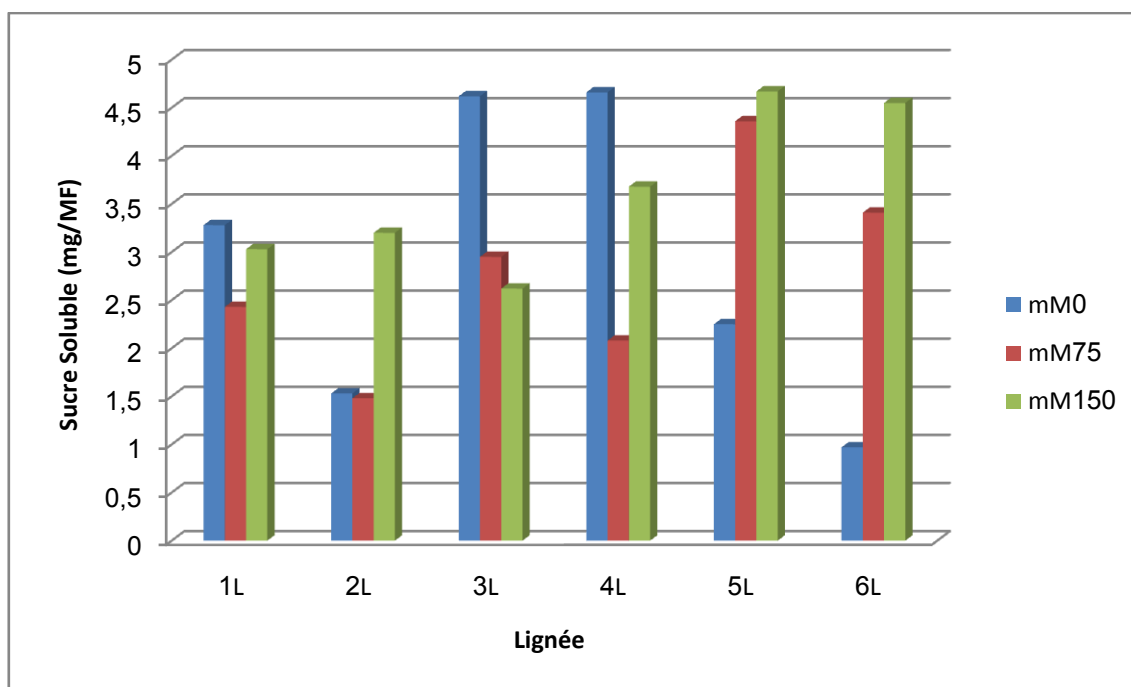
**Figure 11** :Variation de la teneur en chlorophylle totale des 6 lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salines.

### I.7. Teneur en sucres solubles

Les résultats moyens obtenus dans la figure 12 montrent la teneur en sucres solubles produite dans les feuilles des six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumis aux différentes concentrations salines. On remarque une augmentation de la teneur en sucres solubles chez les plantes stressées par rapport au témoin, les teneurs les plus élevées ont été enregistrées au niveau des plantes soumises à un stress sévère chez l'ensemble des lignées, à l'exception de la lignée 3 et 4, la teneur la plus élevée est enregistrée au niveau de la concentration 75 mM avec 4,67  $\mu\text{g}/100\text{mgMF}$ .

L'analyse de la variance (ANOVA 2) réalisée sur la teneur en sucres solubles révèle un effet très hautement significatif pour les deux facteurs étudiés à savoir la lignée et la concentration saline (Annexe 9).

Le test de Tukey au seuil  $\alpha = 5\%$  réalisé sur teneur moyenne en sucres solubles indique, pour le facteur lignée, deux groupes homogènes et un groupe chevauchant (**A** : L5 ; **AB** : L4, L3, L6, L1 ; **B** : L2), le même test révèle pour le facteur concentration deux groupes homogènes (**a** : 150m.M ; **b** : 75m.M ; **c** : 0m.M).



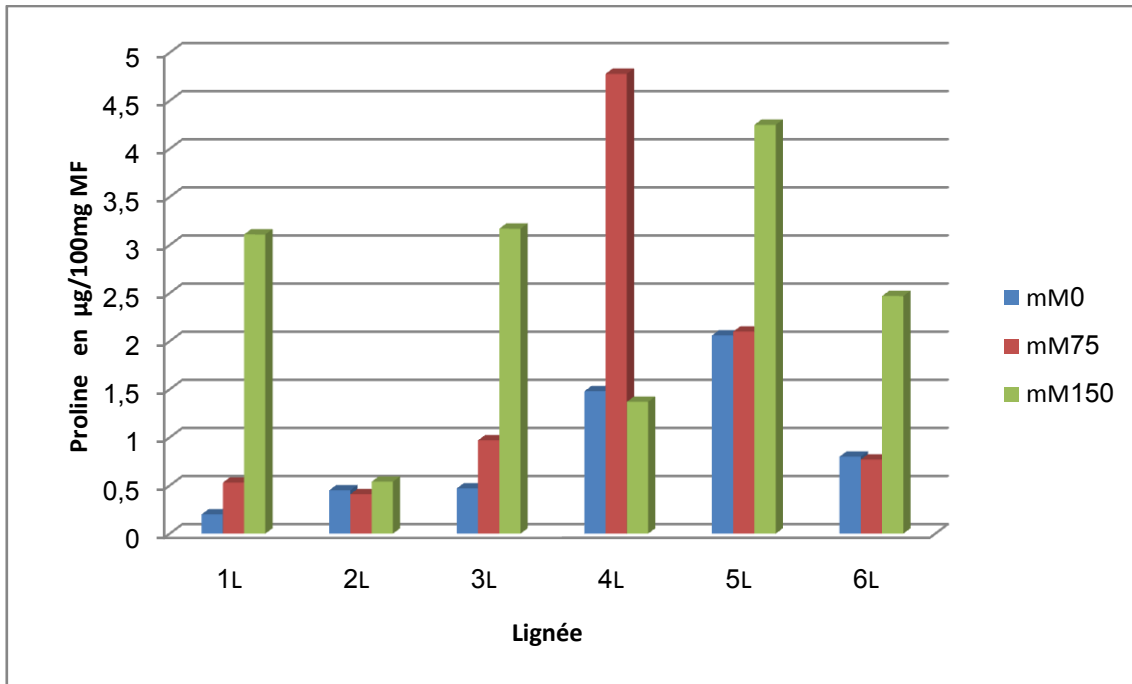
**Figure 12 :** Variation de la teneur moyenne en sucres solubles chez les six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salins.

### I.8. Teneur en proline

Les résultats moyens obtenus dans la figure 13 montrent la teneur de la proline produite dans les feuilles des six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumis aux différentes concentrations salins. On remarque une augmentation de la teneur en proline chez les plantes stressées par rapport au témoin, les teneurs les plus élevées ont été enregistrées au niveau des plantes soumises à un stress sévère chez l'ensemble des lignées, à l'exception de la lignée 4, où on observe que la teneur la plus élevée est enregistrée au niveau de la concentration modérée (75 Mm) avec 4,78  $\mu\text{g}/100\text{mgMF}$ .

L'analyse de la variance (ANOVA 2) réalisée sur la teneur en proline révèle un effet très hautement significatif pour le facteur lignée, le même effet est observé pour le facteur concentration (Annexe 10).

Le test de Tukey au seuil  $\alpha = 5\%$  réalisé sur teneur moyenne en proline indique, pour le facteur lignée, trois groupes homogènes (A : L5, L4 ; B : L3, L6, L1 ; C : L2), le même test révèle pour le facteur concentration trois groupes homogènes (a : 150m.M ; b : 75m.M ; c : 0m.M).



**Figure 13 :** Variation de la teneur moyenne en proline chez les six lignées de petit pois (*Pisum sativum*) soumises aux différentes concentrations salins.

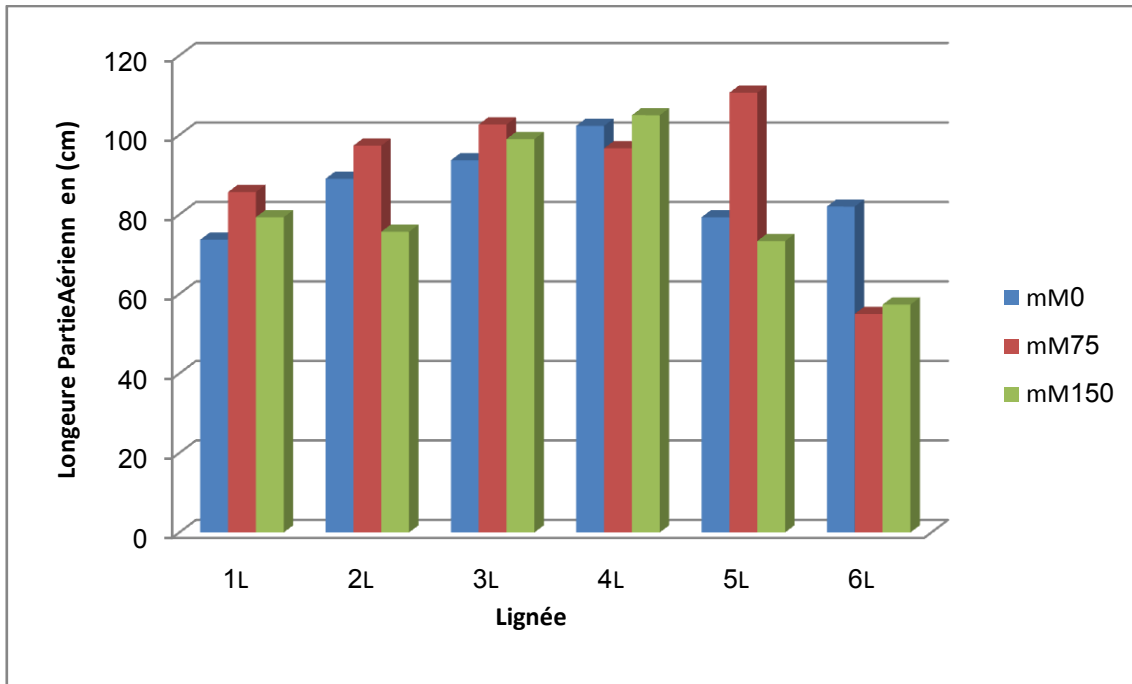
## II. Paramètres morphologiques

### II.1. Longueur de la partie aérienne

La Figure 14 montre que la longueur de la partie aérienne la plus élevée est enregistrée en niveau des plantes stressées avec 75mM, plus particulièrement les lignées L5 avec 110cm, comparativement aux témoins dont on a enregistré des valeurs qui varient entre 73,66 cm au niveau de la lignée L2 à 102,33 cm au niveau de la lignée L4, et aux plantes soumises à un stress sévère (150mM) ou on a enregistré des valeurs allant de 57,33 cm (L6) à 105 cm (L4).

Les résultats obtenus après l'analyse de la variance (ANOVA 2) de la longueur moyenne de la partie aérienne révèle, pour le facteur lignée, un effet hautement significatif, pour ce qui est de la concentration, l'analyse de la variance ne révèle aucun effet significatif (Annexe 11).

Le test de Tukey au seuil  $\alpha = 5\%$  réalisé sur les moyennes de la longueur de la partie aérienne indique, pour le facteur lignée, deux groupes homogènes et un groupe chevauchant (**A** : L4, L3 ; **AB** : L5, L2, L1 ; **B** : L6).



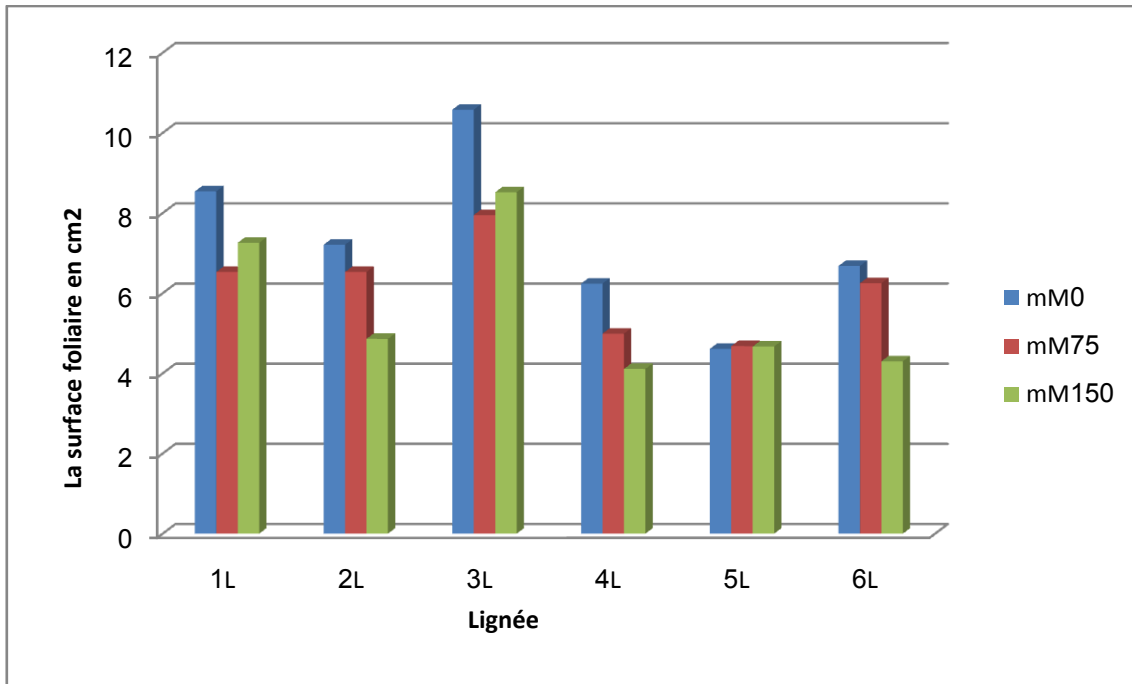
**Figure 14 :** Variation de la longueur moyenne de la partie aérienne chez les six lignées de petit pois (*Pisum sativum*) soumises aux différentes concentrations salines.

## II.2. Surface foliaire

La Figure 15 montre que la surface foliaire est également affectée par le stress salin par rapport au témoin chez l'ensemble de lignées de *Pisum sativum*. On observe une diminution de la surface foliaire des plantes stressées par rapport au témoin. Elle passe de 10,56 cm<sup>2</sup> chez la lignée 3 (témoin) à 4,11 cm<sup>2</sup> chez la lignée 4 (150 Mm).

L'analyse de la variance (ANOVA 2) réalisé sur la surface foliaire révèle une différence hautement significative pour le facteur lignée, aucune différence n'est révélé pour le facteur concentration (Annexe 12).

Le test de Tukey au seuil  $\alpha = 5\%$  réalisé sur les moyennes de la surface foliaire indique, pour le facteur lignée, deux groupes homogènes et un groupe chevauchant (**A** : L3; **AB** : L1, L2 ; **B** : L6, L4, L5).



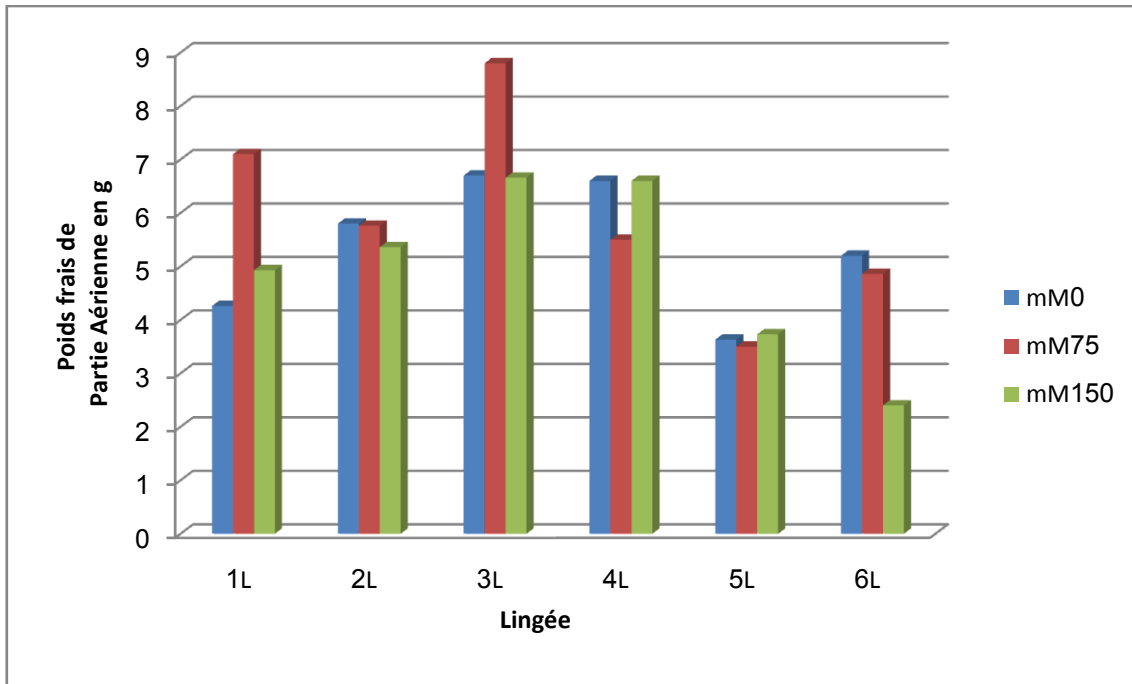
**Figure 15 :** Variation de la surface foliaire moyenne chez les six lignées de petit pois (*Pisum sativum*) soumises aux différentes concentrations salins.

### II.3. Biomasse aérienne fraîche

La figure 16 montre que la biomasse aérienne fraîche est également affectée par le stress salin par rapport au témoin chez l'ensemble de lignées de *Pisum sativum*. On observe une augmentation de poids frais dans le témoin sauf les deux lignées 1 et 3 a été plus faible (4,26g) (3,63g). Pour la concentration 150mM on enregistre un poids moyen variant de 2,4 à 6,6g. Chez le traitement 75 mM de NaCl, le poids frais a été plus élevé pour la lignée 3 (8,8g) suivi de la lignée 1 (7,1g), induisant ainsi une diminution de poids sec sur les autres lignées.

Les résultats obtenus après l'analyse de la variance (ANOVA 2) de la biomasse aérienne fraîche révèle, pour le facteur lignée, un effet hautement significatif, pour ce qui est de la concentration, l'analyse de la variance ne révèle aucun effet significatif (Annexe 13).

Le test de Tukey au seuil  $\alpha = 5\%$  réalisé sur les moyennes des biomasses aériennes fraîches indique, pour le facteur lignée, deux groupes homogènes et un groupe chevauchant (**A** : L3 ; **AB** : L4, L2, L1 ; **B** : L5).

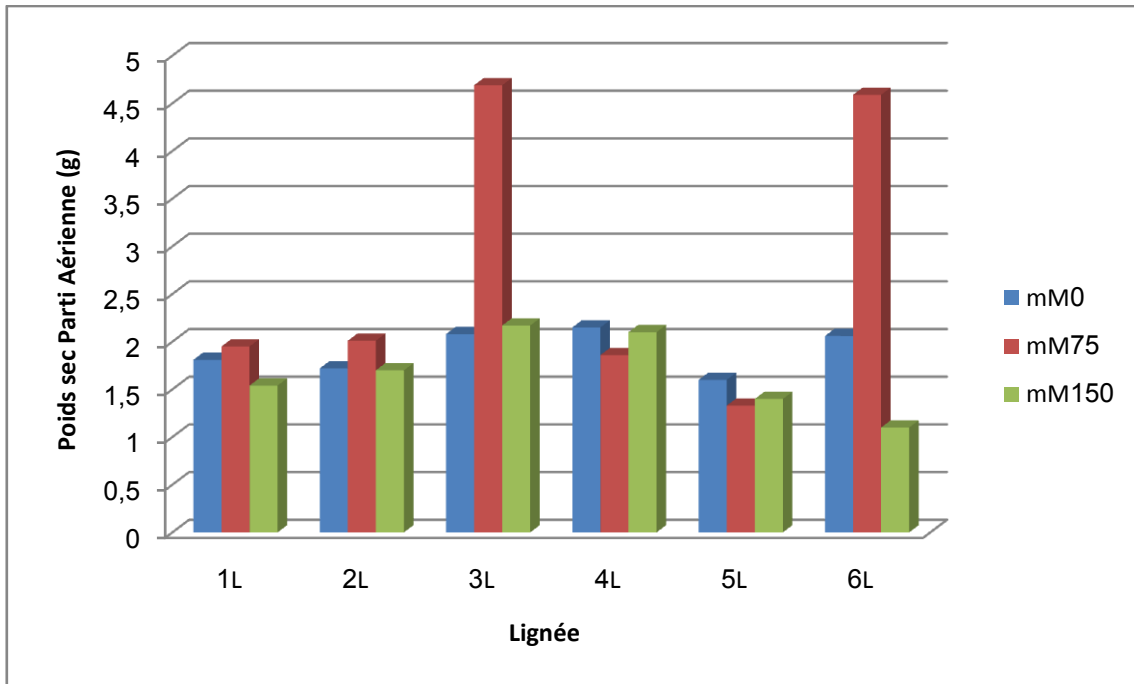


**Figure 16 :** Variation de la biomasse aérienne fraîche chez les six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises aux différentes concentrations salins.

#### II.4. Biomasse aérienne sèche

Les résultats montrent que la biomasse aérienne sèche est affectée chez toutes les lignées étudiées. Une diminution chez l'ensemble des lignées pour les conditions témoins. La Figure 17 montre que la biomasse aérienne sèche la plus élevée est enregistrée en niveau des plantes stressées avec 75mM, plus particulièrement les lignées L3 et L6 avec 4,69g et 4,59g respectivement, comparativement aux témoins et aux plantes soumises à un stress sévère (150mM) dont on a enregistré des valeurs qui varient entre 1,1g au niveau de L6 stressé avec 150 mM, à 2,17g au niveau de la lignée L3 stressée toujours avec 150 mM.

Les résultats de l'analyse de la variance n'ont révélé aucune différence significative entre les lignées de petit pois soumises à différentes concentrations saline et ce paramètre ( $P > 0,05$ ) (Annexe 14).



**Figure 17 :** Variation de la biomasse aérienne sèche chez les six lignées de petit pois (*Pisum sativum*) soumises aux différentes concentrations salins.

# **DISCUSSION GENERALE**

## DISCUSSION GENERALE

Les stress abiotiques se traduisent par des changements morphologiques, physiologiques, biochimiques et moléculaires qui affectent négativement la croissance de la plante et sa productivité (**Wang et al., 2004**). Le stress salin peut, directement ou indirectement, affecter le statut physiologique des plantes en changeant leur métabolisme, leur croissance et leur développement (**Ajmal Khan, 2004**).

La diminution observée de la croissance peut être expliquée par le fait que le NaCl agit par augmentation de la pression osmotique du milieu, ce qui empêche l'absorption de l'eau par le système racinaire. Ceci entraîne, par conséquent, une réduction de la croissance qui est le résultat, au niveau cellulaire, d'une baisse du nombre de divisions cellulaires (**Benamar, 2009**).

Face à la salinité, les plantes qui tolèrent le manque d'eau, résistent à la sénescence et ajustent leur production aux conditions du milieu. Entre les génotypes étudiés, on a trouvé que le sel provoque une diminution du statut hydrique quelque soit la lignée, un résultat similaire aux travaux de **Denden et al. (2005)**.

Les résultats obtenus montrent dans leur ensemble un maintien de la teneur relative en eau à un niveau supérieur à 50% ce qui suppose l'absence de grandes perturbations de statut hydrique des plantes en étude. La salinité tout comme la sécheresse ont pour conséquence de réduire la photosynthèse nette par la réduction des échanges gazeux mais aussi de l'activité photochimique, la diminution de la teneur relative en eau et du potentiel hydrique foliaire à cause de la salinité, à pour conséquence de la fermeture des stomates et la limitation de la photosynthèse. D'un point de vue biochimique, la réduction de la photosynthèse, liée à la diminution du potentiel hydrique foliaire, est supposée dépendre à la fois de la fermeture des stomates, avec pour conséquence une diminution de la conductance à la diffusion du CO<sub>2</sub> et d'une limitation biochimique du chloroplaste à fixer le CO<sub>2</sub> (**Boumaaza, 2011**).

Plusieurs travaux ont constaté que lorsque la concentration saline augmente dans le milieu de culture la transpiration, la surface foliaire et la densité somatique diminuent en conséquence. La transpiration est une fonction de la surface foliaire par relation de proportionnalité, les concentrations élevées de NaCl réduisent fortement la surface foliaire et augmentent la densité stomatique. De même, le sel induit à une augmentation de l'épaisseur des feuilles et une réduction de la densité stomatique (**Misra et Saxena, 2009**).

En effet, la surface foliaire réduite implique ainsi une réduction la surface transpirante conduisant à une économie d'eau plus élevée.

Les résultats obtenus montrent un effet dépressif des sels sur le taux de pigments photosynthétiques chez l'ensemble des lignées ce qui correspond à une étude menée par **Ashraf et al., (2004)** qui ont rapporté que la diminution des taux de chlorophylles sous les conditions de salinité et qu'une diminution significative peut être observée chez les génotypes sensibles par rapport aux génotypes tolérants (**Khan et al., 2009**). La réduction de la concentration en chlorophylles en conditions de stress salin est attribuée à l'augmentation de l'activité des enzymes catalitiques, les chlorophyllases. Cette diminution de l'activité photosynthétique pourrait s'expliquer soit par une dégradation ou une perturbation du système photosynthétique lui-même, soit par une dégradation des pigments photosynthétiques, la réduction de la concentration des chlorophylles des plantes sous stress pourrait être attribuée à une activation de la dégradation enzymatique par des chlorophyllases(**Rao et Rao, 1981**).

**Lutts et al. (1996)** ont indiqué que la réduction de la chlorophylle b est associée à l'antenne de PSII, car une baisse de la teneur en Chl b peut suggérer des dommages structuraux du centre de réaction de PS II.

L'un des principaux caractères physiologiques de tolérance aux contraintes du milieu est l'ajustement osmotique. Celui-ci est réalisé grâce à une accumulation de composés osmorégulateurs (Acides aminés libres, la proline et les sucres solubles totaux) conduisant à une réduction du potentiel osmotique permettant ainsi le maintien du potentiel de turgescence (**El Midaoui et al., 2007**).

Les sucres solubles totaux ont aussi connus une augmentation de la concentration en réponse à la salinité ; ce résultat en accord avec celui de **Zerrad et al. (2006)**. Les sucres sont considérés par plusieurs auteurs comme de bons osmorégulateurs qui peuvent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique et l'adaptation des plantes au stress osmotique (**Gamal et al., 2012**). Les sucres solubles protègent les membranes contre la déshydratation, ils participent en grande partie à l'abaissement du potentiel osmotique chez le blé. Les plantes stressées ont réagi par l'augmentation des quantités de sucres solubles au niveau de leurs cellules (**Hireche, 2006**).

L'accumulation de la proline a été démontrée chez de nombreuses espèces et dans différentes situations de stress (salin, hydriques, thermiques) (**Gamal et al., 2012**). Certains auteurs pensent que les quantités accumulées pourraient être liées au niveau de tolérance aux stress (**Grennan, 2006**).

L'ajustement osmotique implique l'accumulation de proline (**Morgan, 1984**), la concentration de proline des feuilles augmentent sensiblement et atteignent de teneurs remarquables lorsque les lignées sont soumises à la salinité. Les acides aminés importants les plus impliqués sont la proline, la glycine, la serine la proline permettant ainsi aux plantes de s'adapter aux conditions salines ou de les tolérer La proline jouerait plusieurs rôles physiologiques chez les plantes soumises au stress salin (l'osmorégulation, une source d'énergie, de carbone, d'azote et un signal de sénescence) (**Achraf et Harris, 2004**).

**Bajji et al. (1998)**, rapporte que, le taux de croissance relative de la partie aérienne, décroît à la réponse de 150 mM de NaCl pendant que les racines ne sont pas affectées. Le taux de croissance des racines, diminue progressivement à des stress de forte intensité. Ainsi, cet auteur confirme la nature halophile d'*Atriplexhalimus*.

**Ould El Hadj-Khelil (2001)**, indique que chez des plantes de tomate soumises à un stress de 100 mM de NaCl, de légères lésions apparaissent au niveau de la moelle des tiges et lorsque la concentration en sel passe à 200 mM, la moelle est fortement détruite.

De nombreux travaux signalent que le sel provoque la modification du nombre et du diamètre des vaisseaux de xylème chez les halophytes. La diminution dans le diamètre des vaisseaux de xylème a été observée chez le coton et la tomate (**Levigneron et al., 1995**).

**Ould El Hadj-Khelil (2001)**, signale que sous un traitement de 200 mM de NaCl, le xylème est atteint au niveau des tiges des plantes de tomate. Selon **Wang et al. (2004)**, la taille des cellules des tissus vasculaires, spécialement les trachéides, diminue chez les plantes cultivées sous des conditions de fortes concentrations en sel. Les changements observés dans cette étude peuvent être interprétés comme des changements adaptatifs afin de faciliter le stockage d'eau. Ceci est important car la résistance de la plante en général, dépend en premier lieu de la tolérance au sel de la racine.

Selon **Ben Fattoum (2003)**, la salinité affecte tous les processus physiologiques de la plante, son effet se traduit notamment par une réduction de la croissance en hauteur. L'effet de la salinité sur la croissance des tiges en hauteur montre bien que l'irrigation avec une eau chargée en sel n'induit pas le jaunissement des feuilles uniquement mais aussi provoque le raccourcissement des tiges. Des travaux sur l'action de la salinité sur la physiologie des plantes indiquent que le métabolisme est plus ou moins perturbé dans les milieux enrichis en sels qui sont susceptibles entre autre de modifier le potentiel minéral (**Cheesman., 1988**).

La réponse immédiate au stress salin est aussi exprimée par une réduction de la surface foliaire. Cet effet peut être lié à des perturbations de concentration des régulateurs de croissance, mais aussi à une réduction de la capacité photosynthétique suite à une diminution de la conductance stomatique du CO<sub>2</sub> induite par la contrainte saline (**Wang et al., 2004**).

# **CONCLUSION GENERALE**

## **CONCLUSION GENERALE**

Les comportements physiologiques et nutritionnels des plantes sont limités par différentes conditions environnementales dans les quelles elles se développent, l'une de ces conditions est la salinité des eaux d'irrigation et des sols qui constitue l'un des problèmes agricoles les plus importants sous les conditions climatiques arides et semi-arides dans le monde.

Notre étude a pour objectif d'évaluer le comportement de 06 lignées de petit pois (*Pisum sativum* L), de différentes localités, vis-à-vis du stress salin à différentes concentrations, à travers des paramètres physiologiques et morphologiques pour sélectionner les lignées les plus résistantes qui feront par la suite l'objet d'un programme de sélection et/ou de création des variétés adaptées à nos sols.

L'ensemble des résultats présentés met en évidence, sur les six lignées de petit pois étudiées, l'importance de la concentration saline sur leur comportement en culture. La réaction à des conditions de salinité défavorables est fonction du génotype mais également de la concentration saline.

Ces effets sont d'autant plus importants que l'intensité et la durée du stress sont élevées. Toutefois, la présence d'une différence génotypique a permis de mettre en valeur un certain nombre de mécanismes responsables de la résistance du petit pois au stress salin. Ainsi, la lignée 4 apparaît comme la lignée la plus tolérante et la lignée 2 comme la plus sensible. Tandis que les autres lignées adaptent un comportement intermédiaire.

Nos résultats ont montré que le sel a un effet dépressif sur la croissance de la plante, notamment la hauteur de la partie aérienne, la biomasse aérienne fraîche et sèche ainsi que la surface foliaire. Cependant, cet effet varie en fonction de l'intensité du stress et de la lignée en question. Les lignées de petit pois ont montré une sensibilité extrême au sel, en revanche, les variétés se sont montrées les plus tolérantes. Ces dernières présentent un intérêt certain pour les programmes d'amélioration variétale pour la tolérance au sel. Elles pourraient valoriser les zones salines et/ou les zones n'ayant que des ressources en eau saumâtre.

La diversité de stratégie morphologique et biochimique d'adaptation doit, donc, inciter le sélectionneur à mieux définir ses objectifs et les critères de sélection et à améliorer la réponse au stress salin par des combinaisons judicieuses entre les critères.

# **REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Agastian ., 2000-** Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry génotypes. *Photosynthetica* 38, 287–290p.
2. **Ajmal Khan M.; Gul B. and Weber J., 2004.** Action of plant growth regulators and salinity on seed germination of *Ceratoideslanata*; *Can. J. Bot.* 82, 37–42p.
3. **Amirouch L., Leghouini A., 2006.** Influence de l'irrigation par l'eau saline sur le comportement de deux espèces de blé :-blé dur (*Triticumdurum*);-blé tendre (*Triticumaestivum*).Thèse Ingénieur d'état en Agronomie, Université Mohamed Boudiaf de M'sila, 5p.
4. **Antipolis S., 2003.** Les cahiers du plan bleu 2. Les menaces sur les sols dans les pays méditerranéens Etude bibliographique, 71 p.
5. **Argouarc'h J., 2005.** Fiches technico-economique des principaux légumes. Rennes-lerheu, paris, 10 p.
6. **Ashraf M., Harris P., 2004.** Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants.*PlantSci*, 166 (1), 3–16p.
7. **Aubert G., 1982-** les sols sodiques en Afrique du nord .Cahier O.R.S.T.O.M. Service Pédologie : 194 p.
8. **Aubert G., 1983.** Observations sur les caractéristiques la dénomination et la classification des sol salés ou salsodiques, vol. XX, n°. 1, France, 73-78p.
9. **Aubert G., 1992.** Les sols sodiques en Afrique du nord, Orstom, 185-196p
10. **Aubrineau M., Bermond A., Bougles J., Bertraud n. et Roger-Estrade J., 2002.** Larousse agricole, Larousse, France, 492-493p.
11. **Baillier B.J., et Fils, 1984.** Les pois potagers.19 édition, libraires, paris, 2-3p.
12. **Bajji M., Kinet J.M., Lutts S., 1998.** Salt stress effects on roots and leaves of *Atriplexhalimus*L.and their corresponding callus cultures. *Plants Science*, 11(137), 131-142p.
13. **Belakroum N., Sardi k., 1999.** Contribution à l'étude du *phomasppathogene* des fabacées fourragères : caractérisation essai de résistance d'écotypes locaux de medics a phomamédicaginismalbr et roum. Thèse d'ingénieur d'état, Institut nationale agronomique, Alger, 4-9p

14. **Belfakih M., Ibriz M., Zouhri A., 2013.** Effet de la salinité sur les paramètres morpho-physiologiques de deux variétés de bananier (*Musa acuminata* L) ,Journaleapplied biosciences 70 : 5652-5662p.
15. **Belin C., 2006.** Structure et fonction de la protéine kinase OST1 dans la cellule de garde *d'arabidopsisthaliana*, Thèse doctorat en biologie et écologie végétale, Université Paris-Sud U.F.R Scientifique d'Orsay, 8-9p.
16. **Ben Fattom M., 2003.** Evaluation de la tolérance au stress salin de certains port-greffes de citrus. Mémoire de diplôme des études approfondie de LINAT. Tunis, 85p.
17. **Benachour K., 2008.** Diversité et activité pollinisatrice des abeilles (*Hymenopteraapoida*) sur les plantes cultivée. Thèse doctorat en science entomologie appliqué. Université Mentouri de Constantine, 33p.
18. **Benamar B., Daguin F. et Kaid-Harche M, 2009.** Effet du stress sal la germination et la croissance *in vitro* du pistachier (*Pistaciavera*L.). Comptes Rendus Biologies, 332, 752-758. 62, 89-93p.
19. **Bouchoukh I., 2010.** Comportement éco physiologique de deux chénopodiacées des genres *Atriplex et Spinacia* soumises au stress salin. These magistère en biologie végétale. Université Mentouri de Constantine, 7-10-30p.
20. **Boumaaza B., 2011.** Effets de la salinité sur le comportement éco physiologique et biochimique d'une culture de pois chiche (*Cicer arientinum* L) au stade juvénile .Thèse magister en science Agronomique, Université Abou BekrBelkaid, Tlemcen, 60-80p.
21. **Bouzid S, Rahmoune C., 2012.** Enhancement of Saline Water for Irrigation of *Phaseolus vulgaris* L. Species in Presence of Molybdenum.*Procedia Engineering*, 33, 168 –173p.
22. **Boyeldieu J., 1991.** produire des graines oléagineux et protéagineux, Paris, lavoisier tec et Doc, springes, Berlin,17p.
23. **Brink M., Belay M.G., 2006.** Céréales et légumes secs-ressources végétales de l'Afrique tropicales, fondation porota, wageningen, pays-bas,174p.
24. **Chamekh Z., 2010.** Analyse de la réponse de quelques génotypes de blé dur (*Triticumturgidumssp durum*) à la contrainte saline dans trois gouvernorats du centre de la Tunisie, Master en agronomie et biotechnologie végétale, Institut nationale agronomique de Tunisie, 4p.
25. **Cheesman J M., 1988.** Mechanism of salinity tolerance in plants. *Plant Physiol.* 87, 547-550p.

- 26. Cost R., 1994.** Les technique d'agriculture tropicale, Maisonneuve et Larousse, Paris,19p.
- 27. Coulombel A. et Scoul Y., 2011.** Culture le pois conserve en agriculture biologique, service culture conserves du blaisois, ITAB, fraineaise, 1p.
- 28. Cousin R., 1996.** Le pois variabilité objectifs des sélection, station génétique et amélioration des plantes, INRA, paris,1-4p.
- 29. Denden M., Bettaieb T., Salhi A., Mathlouthi M., 2005.** Effet de la salinité sur la fluorescence chlorophyllienne, la teneur en proline et la production florale de trois espèces ornementales, Tropicultura, Tunisie ,220-225p.
- 30. Denden M., Bouzlama M., Slimi H., Bouaouina T., 2005.**Action du trajet foliaire de diffusion de l'eau et de l'épaisseur de la cuticule sur la transpiration. *Sécheresse* 2005 ; 16, 125-129p.
- 31. Depezay L., 2007.** Les légumes dans l'alimentation : leurs effets nutritionnels, Fondation Louis Bonduelle, France, vol 1, 12-16p.
- 32. Djerroudi Z., Moulay B., Bissati S.,Hadjaj S., 2010.** Effet du stress salin sur l'accumulation de proline chez deux espèces *d'Atriplexhalimus L et Atriplexcanescens*,Eurojournales, vol 41,n° 2,249-260p.
- 33. Domergue O., 2006.** Diversité des rhizobia associés à *Ononis repens*: une légumineuse adaptée aux milieux méditerranéens. Mem.ing. Ecole pratique des hautes études. Montpellier, 8p.
- 34. Dorfling K., Askman A., 1989.**Relationship between frost tolerance and formation of proline, abscisic acid and specific proteins in cold hardened winter wheat (*Triticumaestivum*) varieties. *XII Eucarpia Congress*,540-562p.
- 35. Doumont E., 2008.** Tolérance au gel après acclimatation au froid chez les pois : identification de protéines et cartographie de PQH et QTH. Thèse docteur en science de l'université de lille1.stratégies d'exploitation des fonctions biologiques. France, 18p.
- 36. El Midaoui M., Benbella M., Aït Houssa A., Ibriz M., et Talouizte A., 2007.** Contribution à l'étude de quelques mécanismes d'adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé (*Helianthusannuus L.*) Revue HTE N°136, mars 2007, 29-34p.
- 37. El Moukhtar M. S., 2010.** Etude des réponses physiologique et métabolique de dix variétés de riz (*Oryzasativa L*) aux premiers stades de développement vis-à-vis du stress salin. Thèse d'études approfondies (DEA) en chimie et biochimie des produits naturels, université Cheikh AntaDiop de Dakar, Senegal, 6p.

- 38. Elferiha S., 2010.** Influence de la salinité sur la formation des nodosités chez la fève (*Vicia faba* L.). Thèse magister écophysiologie végétale, Université d'Oran Es Senia, 5-6p.
- 39. Faghire M., 2012.** Rôle des microorganismes symbiotiques (cas des rhizobia) dans l'amélioration de la production agricole de *Phaseolus vulgaris* sous stress salin .Thèse doctorat, université Cadi Ayyad (Marrakech), Maroc, 11p.
- 40. Farissi M., Aziz F., Bouizgaren A., Ghoulam C., 2014.** La symbiose légumineuse-rhizobia sous conditions de salinité : aspect agro-physiologique et biochimiques de la tolérance, *Innovativespace of scientificresearch journal*, vol 11N°,96-104p.
- 41. Fontaine L., Corre G., Challet L., Biarnés V., 2003.** La culture biologique du pois protéagineux. fiche ITAA soutien financier de LONIOL et de LUNIP, France.
- 42. Garcia-Legaz M.F., Ortiz J.M., Garcia-Lidon A., Cerda A., 1993.** Effect of salinity on growth, ion content and CO<sub>2</sub> assimilation rate in lemon varieties on differnt root stocks *physiologiplantarum*,vol 89,427-430p.
- 43. Gautreau P. , Machefer A., Rousselou C., 2012.** Guide reconnaissance des fruits et légumes, Hortivar, France.**200-210p**
- 44. Greenway H., Munns R., 1980.** Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes, *Ann, Rev, Plant Physiol*, n°31, 149-190p.
- 45. Grennan A.K.,2006.** High Impact Abiotic Stress in Rice. An “Omic” *Approach; Plant Physiology*, April 2006, Vol. 140, 1139-1141p.
- 46. Grime J. P., 1989.** Whole-plant reponses to stress in natural and agricultural systems .plant under stress, New York, Cambridge University press, 31p.
- 47. Grubben G.J.H., 2006.** Légumes-ressources végétales d'Afrique tropicales (2), fondation porota, wageningen, pays-bas, 475p.
- 48. Gueguen M., 2008.**Truffant. 41 edition. Paris, Larousse ,710-711p
- 49. Guerrier G., 1984.** Relations entre la tolérance ou la sensibilité à la salinité lors de la germination des semences et les composantes de la nutrition en sodium. *BiologiaPlantarum (PRAHA)* Vol. 26, n°1, pp. 22-28.
- 50. Hammou B., 2010.** Recherche de marquer génétique liés a la tolérance a la salinité chez des écotypes d'espèces annuelles de médicago. Thèse magister amélioration des plantes, Université d'Oran Es Senia, 21-22p.
- 51. Hanana M., Hamrouni L., Cagnac O., Blumwald E., 2011.** Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) Chez les plantes, *journal translation, CNRC*, vol 09, 121-141p.

- 52. Hassani A., Dellal A., Belkhodja M., et Kaid- Harche, M., 2008.** Effet de la Salinité Sur L'eau et Certains Osmolytes Chez L'orge (*HordeumVulgare*L) European Journal of ScientificResearch. Vol.23, n°1, pp.61-69.
- 53. Hassani A., Dellal A., Belkhodja M., Kaid-Harche M., 2008.** Effet de la salinité sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*HordeumVulgare*), Vol .23, N°1, Europ eau Journal of ScientificResearch, Algérie, 61-69p.
- 54. Hireche R. 2006.**Réponse de la luzerne *Médicagosativa*(L) au stress hydrique et à la profondeur du semis. Thèse de Magister.Univ. *EL Hadj Lakhdar*. Batna, 83 p.
- 55. Jabnour M., 2008.** Adaptation des plantes au stress salin : caractérisation de transporteurs de sodium et de potassium de la famille HKT chez le riz. Thèse doctorale biologie intégrative des plantes, Montpellier Supagro, France, 11p.
- 56. Johnson E.N. Molun F.A., 2010.** Désherbage mécanique avant levée dans les champs de pois de grande culture (*Pisumsativum L.*) canadien journal of plante science, 133-138p.
- 57. Kaci S., Bissati S. et Djerroudi O., 2012.** Effet d'un stress salin sur la réponse minérale d'*Atriplexcanescens* (PURSH) NUTT., *Revue des Bioressources*. Université KASDI MERBAH Ouargla. Algérie 48-58p.
- 58. Kaya C., Akbekis E., Higgs D., and Murillo-Amador B., 2002.** Influence of foliaire-applied calcium nitraté on strawberry plants grown under salt-stressed conditions aust, J. EXP. agric. Vol (42)5: 631-636p.
- 59. Khan M.A., Shirazi M.U., Ali Khan M., Mujtaba S.M., Islam E., Mumtaz S., Shereen A., Yasin Ashraf M., 2009.** Role of proline, K/Na ratio and chlorophyll content in salt tolerance of wheat (*Triticumaestivum*L.). Pak. J. Bot., 41(2), 633- 638p.
- 60. Khan T.N., Ramzan A., Ghulam J., et Mahmood T., 2013.** Morphological performance of pea (*Pisumsativum*) génotypes under rainfed condition, agric-res, 51-60p.
- 61. Lalumière M., Lévesque R., Rouleau M., Togola M., 2008.** La mini-encyclopédie des aliments, Ed. PADIE, Québec Amérique, Canada, 132-133p.
- 62. Lalumière M., Lévesque R., Rouleau M., Togola M., 1996.** L'encyclopédie visuelle des aliments, Ed. PADIE, Québec Amérique, Canada, 156-158p
- 63. Lamzeri H., 2007.** Réponses éco physiologiques de trois espèces forestières du genre *Acacia*, *Eucalyptus* et *Schinus* (*A. cyanophylla*, *E. gomphocephala* et *S. mölle*) soumises à un stress salin. Thèse de magistère en Ecologie et Environnement .Option : Ecologie végétale. Université Mentouri Constantine, 141p.

- 64. Laredj Z.R., 2013.** Effet de la salinité sur le comportement hydrique et minérale du haricot (*Phaseolus vulgaris* L). Thèse magistère biodiversité végétale méditerranéenne, Université d'Oran, 100-117p.
- 65. Lassana D., 1991.** Contribution a l'étude de la résistance de quelques espèces fourragères aux phénomènes de salinisation/alcalinisation. Thèse ingénieur en agriculture, Institut polytechnique rural de Katibougou, Mali, 13p.
- 66. Laussou A .J., 2008.** Effet de différentes pratique de taille sur amélioration de performances agronomiques du cotonnier *Gossypiumhirsutum* L. thèse ingénieur agronome, Parakou, Bénin, 20p.
- 67. Ledeliou B. et Leduigon A., 2001.** Le pois conserve en Bretagne, fiche chainbre d'agriculture production légumières, tome 3CL chaux et CL foury, UNILET.
- 68. Levigneron A., 1995.** Les plantes face au stress salin cahiers agricultures, n°4, France, 263-273p.
- 69. Levigneron A., Lopez F., Varisuyt G., Berthomien P., et Casse-DelbarT., 1995.** Les plantes face au stress salin. Cahier d'agriculture (4), 263-273p.
- 70. Maas E.V., 1990.** Crop salt tolerance. Engineering pratique n°71, Asce, N Y, 262-304P .
- 71. Madani D., 2008.** Relation entre le couvert végétal et les conditions édaphiques en zone à déficit hydrique. Thèse magister en sciences agronomique, université de EL Hadj Lakhdar-Batna, Alger, 11p.
- 72. Mallek E., 2001.** Influence de la salinité sur certains aspects physiologiques et métaboliques de la tolérance au sel de tomates sensibles et résistantes. Thèse de doctorat en UFR de biologie. Paris : Science de la Nature. **70p.**
- 73. Mani F., Hannach C., Rezygui S. et Bouslarna M., 2007.** Comportement agronomique d'un collection de pois (*Pisumsativum* L), tropicultura , 248-252p.
- 74. Mansour M.M., 2000.** Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. *BiolPlant*, 43(4), 491–500p.
- 75. Marzoug S., Fali S., 2011.** Les plantes cultivées face au stress salin, projet de fin d'études, université de M'sila, 2p.
- 76. Mehani M., Bissati S., Derondj O., 2012.** Effet d'eau de mère sur deux paramètre hydrique (turgescence et transpiration de jeunes plantes d'*Atriplexcanescens*, JMater , environ science. 3(5), 840-845p.
- 77. Mermoud A., 2006.** Cours de physique du sol (maitrise de la salinité des sols), école polytechnique fédérale de lausanne, 1p.

- 78. Messiaen C.M., Messiaen P. F., 2009.** Le potager familial méditerranéen, Ed. Quae, Hermann, Paris, 100-102p.
- 79. Messiaen, C.M., Blancard D., Rouscel F., Hafon R., 1991.** les maladies des plantes maraichères. 3 éditions, Paris, INRA, 291-305p.
- 80. Morard ,1995.** Les cultures végétale et hors sol, Pub, Agir- Paris, 301p.
- 81. Morgan JM., 1984.**Osmoregulation and waterin higher plants. Wheat conference 2-9 May, Rabat, Marocco. *Annu Rev Plant Physiol*1984 ; 35, 299-319p.
- 82. Moule C., 1972.** Plantes sarclée et diverses, chapitre N° 3 (pois), tome III, la maison rustique-Paris, 16-21p.
- 83. Munier-Jolain N., Turc O., et Ney B., 2004.** Développement de la plante : développement reproducteur, agro physiologie du pois protéagineux, Paris, INRA-ARVAILS, 45-50p.
- 84. Munns R., 2002.** Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. *Plant Cell Environ.* (16), 15-24p.
- 85. Noomene H., 2011.** Etude la salinité des sols par la méthode de détection électromagnétique dans le périmètre irrigué de kalàcatlandelous en Tunisie : cas d'une parcelle de courge, Master de recherche environnement aménagement, faculté de lettres, 22-30p.
- 86. Nyabyenda P., 2005.** Les plantes cultivées en région tropicales d'altitude d'Afrique, dominique verriers, Bruxelles, 63p.
- 87. Ould El Hadj-Khelil A., 2001.** Contribution à l'étude de réponses métaboliques de la tomate à la salinité. Thèse de doctorat en Science de la Vie et de l'Environnement, Université de Rennes-I (France), 117p.
- 88. Parida 2005.** Salt tolerance and salinity effect on plants: review. *Ecotoxicology and Environmental Safety.* Vol. 60, 349 p.
- 89. Part R., 2007.** Expérimentation en biologie et physiologie végétale, Ed. Quae, Hermann, Paris, 265P .
- 90. Pesson. louveaux J., 1984.** Pollinisation et production végétales. Quae, France, 262p.
- 91. Poljakoff- Mayber A., 1975.** Morphological and anatomical changens as a response to salinity stress, in *Plants in Saline Environments. Ecological Studies. Analysis and Synthesis* (POLJAKOFF-MAYBER, A. et GALE, J., Eds). Vol. 15, 97p.
- 92. Quezel P., Santa S., 1962.** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales,Ed. CNRS, Paris, Tom .1,523-524p.

- 93. R'him T., Tlili I., Hnan I., Leahy R., Benali A., Jebri H., 2013.** Effet du stress salin sur le comportement physiologique et métabolique de trois variétés de piment (*Capsicum annuum* L). Journal of applied biosciences, 66 :5060-5069p.
- 94. Raache I., Karbouss A-Haloua R., 2004.** Caractérisation morphologique et anatomique de quelques espèces halophiles dans la cuvette de Ouargla. Mémoire Ingénieur, Université de Ouargla, 67p.
- 95. Rabhi N.H., 2011.** Isolement de *Pseudomonas* spp, fluorescents d'un sol salé effet d'osmoprotecteurs naturels. Thèse magister microbiologie, Université Ferhat Abbas Setif, 15-16p.
- 96. Rao, G. G. and Rao, G. R., 1981.** Figment composition and chlorophyllase activity in pigeon pea (*Cajanus indicus* Spreng) and yingelly (*Sesamum indicum* L.) under NaCl salinity. Exp. Biol. 19, 768-770p.
- 97. Roederer P., 1964.** Note sur les sols halomorphes, ORSTOM, France, 1-10p.
- 98. Roudant M., Lefrancq E., 2005.** Alimentation théorique, Ed. WKF, Dion, France, 150p.
- 99. Rush D.W., et Epstein E., 1981.** Breeding and selection for salt-tolerance by incorporation of wild germplasm into a domestic tomato. J. Amer. Soc. Hort. Sci. (106), 699-704p.
- 100. Senaoui L., 2001.** Contribution à l'étude du comportement variétal le du pois vis-à-vis de l'antracnose cause par *ascochyta blight*. Thèse d'ingénieur d'état en agronomie, Alger, 1-5p.
- 101. 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.
- 102. Shahid M.A., Bala M.R., Pervez M.A., Abbas T., Ashfaq M., Ghazanfar U., Afzal M., Rashid A., Garcia-Sanchez and Mattson N.S., 2012.** Differential response of pea (*Pisum sativum* L) genotypes to salt stress in relation to the growth physiological attributes antioxidant activity and organic solutes, Australian journal of crop science, 6(5), 828-838p.
- 103. Skiredj A., Elattir H. et Elfadi A., 2012.** La culture de petit pois, l'art de produire les légumes et fruits au Maroc. 2p.
- 104. Tahri E. H., Belabed A. M., et Sadki K., 1998.** Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine

- synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*). Université Mohamed Premier. Maroc. Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, 1997-1998, n°21, pp. 81-87.
- 105. Takarli S., 2002.** Réponse du haricot *Phaseolus vulgaris* variété contenter à la contrainte hydrique d'origine saline-effet du Na Cl sur la croissance et nutrition minérale, Thèse magister science de sol, Institut National Agronomique, El Harrach, Alger, 5p.
- 106. Tester M., Davenport R., 2003.** Na<sup>+</sup> tolerance and Na<sup>+</sup> transport in higher plants, Oxford journals, science & mathématique, Annals of botany, vol 91(5), 503-527p.
- 107. Vierling E., 2008.** Aliments et boissons filières et produits, n°3, Ed.WKF, Doin , France , 155p.
- 108. Walher R., 2013.** Manuel de jardinage pour débutants, Ed Rustica, France, 18p.
- 109. Wang, W.X., Vinocur, B., Shoseyov, O. and Altman, A., 2001.** Biotechnology of plant osmotic stress tolerance: physiological and molecular considerations. Acta Hort 560, 285-292p.
- 110. Wiebe B.H., Eilers R.G., Eilers W.D., Brierley J.A., 2001.** Risque de salinisation du sol, l'agriculture écologiquement durable au Canada : série sur les indicateurs agroenvironnementaux-Rapport N°2, 121p.
- 111. Zaffrau J., 2000.** Développement graine et germination, différent type de plantule, isabelle de Sainte-Marie, Paris, 5p.
- 112. Zerrad W., Hillali S., Mataoui B.S., Elantri E., Elhmyene A. 2006.** Etude des mécanismes biochimiques et moléculaires de résistance au stress hydrique de deux variétés de blé dur, *congrée internationale de biochimie Agadir* 09-12 Mai 2006.

# **ANNEXES**

## Les méthodes d'analyse des paramètres biochimiques

### Annexe 1 : Dosage des sucres solubles

#### ✓ *Extraction*

100 mg de la matière fraîche sont placés dans un tube à essai, ajouter 3ml d'éthanol à 80% et laisser l'extrait 48h à une température ambiante.

#### ✓ *Préparation du Réactif*

Il est constitué de 0,2g d'anthrone pure dissout dans un litre de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, préparé 4 heures avant le dosage et se garde au frais.

#### ✓ *Préparation la courbe étalon*

- Une première solution S1 est préparée de la manière suivante:
- 100mg de glucose sont portés dans une fiole jaugée de 100ml compléter à 100ml avec de l'éthanol 80% c'est la solution S1 ;
- Ensuite on prélève 10ml de la solution S1 qu'on porte dans une fiole jaugée, compléter à 100ml avec de l'éthanol 80%, on obtient une solution mère S2 de concentration en glucose égale à 100mg/ml ;
- 10 fioles jaugées de capacité 10ml sont prises et numérotées de 1 à 10, dans lesquelles on met respectivement de 1ml à 10ml (à l'aide d'une pipette de 10ml) puis ajustées à 10ml avec de l'éthanol 80% ;
- 11 tubes à essais sont pris et numérotés de T0 à T10
  - T0 contient 2ml éthanol 80% qui servira à faire le zéro lors de la lecture des densités optiques
  - T1= 2ml prélevé de la fiole n°1, soit 10µg de glucose
  - T2= 2ml prélevé de la fiole n°2, soit 20µg de glucose
  - T3= 2ml prélevé de la fiole n°3, soit 30µg de glucose
  - T4= 2ml prélevé de la fiole n°4, soit 40µg de glucose
  - T5= 2ml prélevé de la fiole n°5, soit 50µg de glucose
  - T6= 2ml prélevé de la fiole n°6, soit 60µg de glucose
  - T7= 2ml prélevé de la fiole n°7, soit 70µg de glucose
  - T8= 2ml prélevé de la fiole n°8, soit 80µg de glucose
  - T9= 2ml prélevé de la fiole n°9, soit 90µg de glucose
  - T10= 2ml prélevé de la fiole n°10, soit 100µg de glucose

✓ *Dosage*

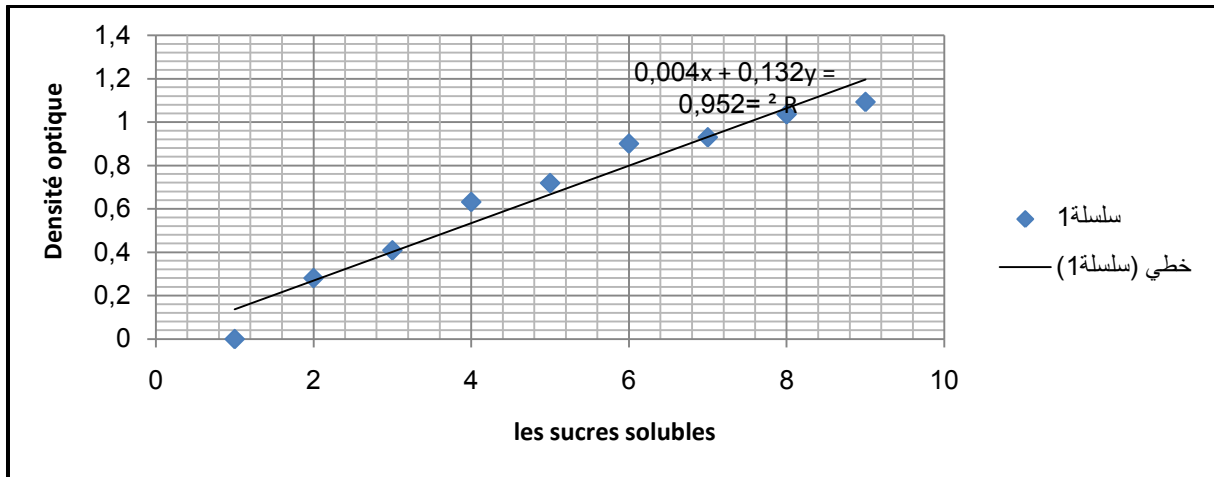
On allume le bain marie à 92°C

- 2ml d'extrait sont prélevés et mis dans des tubes à essais baignant dans la glace fondante ;
- 4ml de réactif est ajoutée dans les tubes (dans les extraits et les étalons) ;
- Les tubes sont portés au bain –marie pendant 8 minutes à 92°C, une coloration bleu – vert apparait ;
- On retire les tubes pour les placer directement dans la glace fondante afin d'arrêter la réaction ;
- Puis ils sont mis à l'obscurité au froid Durant 30 minutes ;
- La lecture de la DO se fait à une longueur d'onde de 585nm
  - $Y = A \times B$
  - Y= Densité optique
  - X=Masse de la matière fraîche
  - Y=Teneur en sucre
  - 180,16 =Masse molaire de glucose
- La teneur en sucre est donnée par la relation suivante:

$$Y = X * 3 * 1000 / MF * 180,16$$



**Figure 1** : Etapes de préparation des sucres solubles



**Figure 2 :** La courbe étalonnage des sucres solubles

## Annexe 2 : Dosage de proline

### ✓ *Extraction*

100mg de matériel végétal est prélevé puis mis dans de tube à essai, auquel on ajoute 2ml de méthanol à 40 %, le tout est ensuite porté au bain marie à 85°C pendant une heure. Les extraits peuvent être conservés dans les piluliers en plastique au congélateur.

### ✓ *Préparation de la solution mère de proline S1*

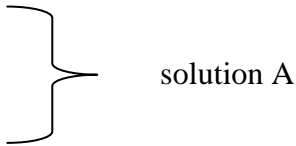
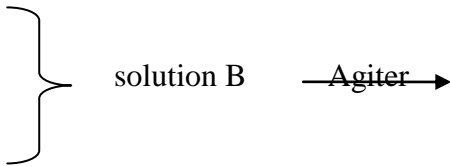
20mg de proline sont mis dans une fiole jaugée de 100 ml sur lequel on verse du méthanol à 40% jusqu'à atteindre 100ml.

### ✓ *Préparation de la solution mère de proline S2*

- 10ml de la solution mère S1 est porté dans une nouvelle fiole jaugée de 100ml, on ajuste à 100ml avec du méthanol 40%, on obtient une solution S2 de 20µg/ml de proline.
- 10 fioles jaugées de capacité 10ml sont prises et numérotées de 1 à 10.
- On porte dans chacune d'elle 1à10ml de la solution S2, puis chacune est ajustée à 10ml avec du méthanol 40%.
- Ensuite 11 tubes à essai sont numérotés de T0 à T10 dont chacun contiendra : 1ml du méthanol qui servira à faire le zéro à la lecture de la DO.
- T1=1ml prélevé de la fiole n°1, soit 2µg de proline
- T2=1ml prélevé de la fiole n°2, soit 4µg de proline
- T3=1ml prélevé de la fiole n°3, soit 6µg de proline

- T4=1ml prélevé de la fiole n°4, soit 8µg de proline
- T5=1ml prélevé de la fiole n°5, soit 10µg de proline
- T6=1ml prélevé de la fiole n°6, soit 12µg de proline
- T7=1ml prélevé de la fiole n°7, soit 14µg de proline
- T8=1ml prélevé de la fiole n°8, soit 16µg de proline
- T9=1ml prélevé de la fiole n°9, soit 18µg de proline
- T10=1ml prélevé de la fiole n°10, soit 20µg de proline

### Préparation du réactif

- On mélange dans une bouteille en verre :
  - 300ml d'acide acétique
  - 80ml d'acide ortho phosphorique D=1,7
  - 120ml de H<sub>2</sub>O stérile
- Soit n le nombre de tube à dosé (extraits et étalons)
- On met dans un bécher :
  - (n+4)25mg de ninhydrine
  - (n+4) ml de la solution A
  - (n+4) ml d'acide acétique

### ✓ Dosage

- Porté le bain marie à 100°C ;
- Prendre 1ml de l'extrait et 1ml d'étalon ;
- Mettre 2ml de la solution B ;
- Ces tubes sont mis au bain marie pour une demi-heure ;
- On obtient une coloration rose ;
- Laisser refroidir ;
- Puis additionner 5ml de benzène à chaque tube ;
- Deux phases se distinguent : une supérieure et une inférieure, on agite les tubes ;
- Finalement on pipete la phase organique qu'on dépose dans des tubes propres contenant chacun une spatule de Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (une pincée). La lecture de la densité optique se fait à 528nm ;
- La teneur en proline est donnée par l'équation :

$$Y=2*1000*X /MF*115,13$$

- Y= teneur en proline ;
- 115,13= masse molaire de la proline ;
- MF= masse de matière fraîche

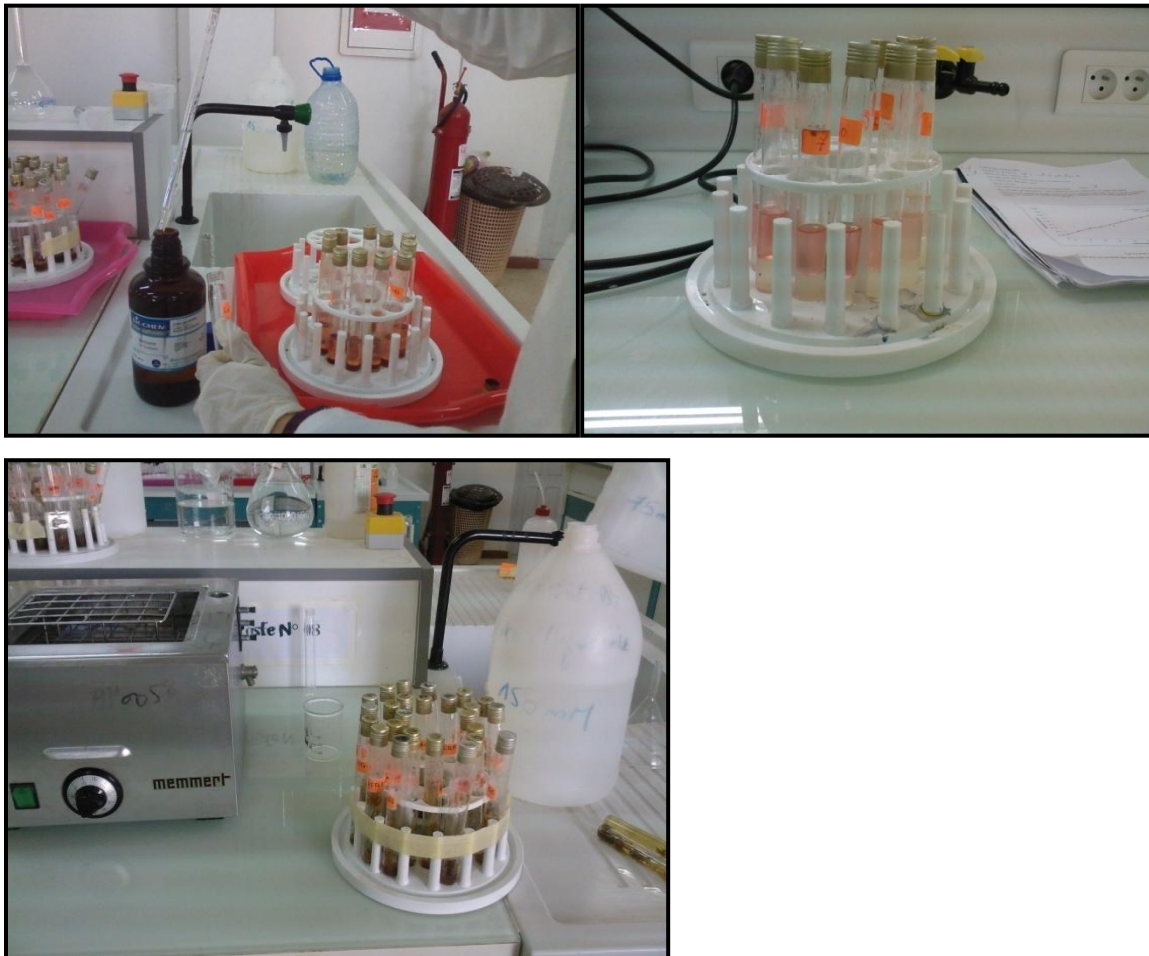


Figure 3 : Les étapes du dosage de proline

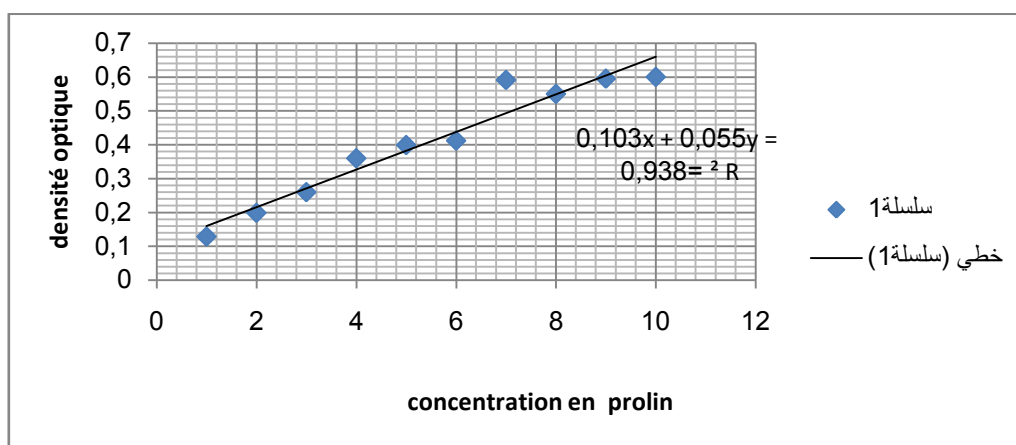


Figure 4 : La courbe étalonnage de proline

## Analyse des résultants réalisées au laboratoire

### Annexe 3 : Teneur relative en eau

#### 1. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	2420,739	5	484,148	41,057	0,000
Concentration	847,466	2	423,733	35,934	0,000
Lignée*Concentration	1745,941	10	175,994	14,925	0,000
Erreur	424,515	36	11,792		
Total	246961,692	54			

#### 2. La comparaison des moyennes (Test de Tukeyau seuil de 5%)

##### A. Facteur lignée

Lignée	N	Sous ensemble		
		C	B	A
L4	9	57,4378		
L2	9	59,0956		
L6	9		67,9044	
L3	9		69,9822	
L1	9		70,0222	
L5	9			76,8133
Signification		0,907	0,779	1,000

##### B. Facteur concentration

Concentration	N	Sous ensemble	
		b	A
0	18	63,1139	
150	18	65,1617	
75	18		72,3522
Signification		0,188	1,000

## 3. Tableau de valeur moyenne de teneur relative en eau

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	83,62	83,18	63,63
L2	64,45	64,04	43,82
L3	73,46	63,8	72,67
L4	62,86	58,96	55,46
L5	74,05	63,9	72,1
L6	75,65	57,06	70,99

## Annexe 4 : Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée

## 4. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

À la 1<sup>ère</sup> heure

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	8,770	5	1,754	0,463	0,801
Concentration	1,207	2	0,604	0,159	0,853
Lignée*Concentration	21,904	10	2,190	0,578	0,821
Erreur	136,420	36	3,789		
Total	987,504	54			

## 5. Tableau de valeur moyenne Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150Mm
L1	0,0000606	0,0000513	0,0000357
L2	0,0000419	0,0000304	0,0000371
L3	0,0000487	0,0000455	0,0000394
L4	0,0000436	0,0000375	0,0000266
L5	0,0000424	0,0000118	0,0000422
L6	0,0000752	0,0000368	0,0000719

## 6. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

À la 2<sup>ème</sup> heure

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	8,770	5	1,754	0,463	0,801
Concentration	1,207	2	0,604	0,159	0,853
Lignée*Concentration	21,904	10	2,190	0,578	0,821
Erreur	136,420	36	3,789		
Total	987,504	54			

## 7. Tableau de valeur moyenne Taux de déperdition de l'eau par la feuille excisée

Lignée / Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	0,0000431	0,000036	0,0000419
L2	0,0000677	0,0000384	0,0000511
L3	0,0000431	0,0000336	0,0000391
L4	0,0000644	0,0000544	0,0000261
L5	0,000049	0,0000388	0,000046
L6	0,0000431	0,0000306	0,0000411

## Annexe 5 : Intégrité membranaire

## 8. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	2504,724	5	500,945	42,622	0,000
Concentration	137,593	2	68,797	5,853	0,006
Lignée*Concentration	5511,244	10	551,124	46,891	0,000
Erreur	423,116	36	11,753		
Total	97008,651	54			

## 9. La comparaison des moyennes (Test de Tukey au seuil de 5%)

## A. Facteur lignée

Lignée	N	Sous-ensemble		
		C	B	A
L3	9	32,7161		
L5	9	33,8042		
L1	9	36,3990		
L2	9		43,7462	
L6	9		44,1386	
L4	9			52,0018
Signification		0,229	1,000	1,000

## B. Facteur concentration

Concentration	N	Sous-ensemble	
		B	a
150	18	38,2232	
75	18		41,3801
0	18		41,7995
Signification		1,000	0,929

### 10. Tableau de valeur moyenne Intégrité membranaire

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	48,37	42,55	18,27
L2	39,93	57,92	33,38
L3	43,72	17,08	37,34
L4	41,79	58,29	55,91
L5	28,96	23,09	49,35
L6	48,01	49,33	35,07

### Annexe 6 : La teneur en chlorophylle a

#### 11. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	24,986	5	4,997	1,046	0,406
Concentration	1,648	2	0,824	0,172	0,842
Lignée*Concentration	65,579	10	6,558	1,373	0,232
Erreur	171,998	36	4,778		
Total	1192,231	54			

#### 12. Tableau de valeur moyenne La teneur en chlorophylle a

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	5,69	5,89	2,79
L2	3,53	3,94	6,73
L3	5,6	4,3	2,56
L4	3,49	5,19	5,34
L5	2,02	4,17	4,31
L6	3,42	2,78	2,79

### Annexe 7 : La teneur en chlorophylle b

#### 13. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	23,812	5	4,762	1,751	0,148
Concentration	10,449	2	5,224	1,921	0,161
Lignée*Concentration	65,174	10	6,517	2,396	0,027
Erreur	97,924	36	2,396		
Total	665,329	54			

#### 14. Tableau de valeur moyenne La teneur en chlorophylle b

Lignée/Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	2,57	7,44	1,93
L2	1,64	1,66	2,93
L3	1,87	2,54	2,26
L4	3,13	2,85	4,42
L5	2,8	1,81	3,83
L6	1,9	3,32	4,02

### Annexe 8 : La teneur en chlorophylle totale

#### 15. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	55,261	5	11,052	1,606	0,184
Concentration	18,431	2	9,216	1,339	0,275
Lignée*Concentration	177,220	10	17,722	2,575	0,018
Erreur	247,805	36	6,883		
Total	3212,061	54			

#### 16. Tableau de valeur moyenne La teneur en chlorophylle totale

Lignée/Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	8,26	13,33	4,73
L2	5,17	5,6	9,67
L3	7,48	6,84	4,83
L4	6,62	8,05	9,76
L5	4,82	5,99	8,14
L6	5,32	6,1	6,82

### Annexe 9 : La teneur en sucres solubles

#### 17. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	15,939	5	3,188	10,291	0,000
Concentration	7,567	2	3,783	12,214	0,000
Lignée*Concentration	46,782	10	4,678	15,103	0,000
Erreur	11,151	36	0,310		
Total	600,483	54			

#### 18. La comparaison des moyennes (Test de Tukeyau seuil de 5%)

## A. Facteur lignée

Lignée	N	Sous-ensemble		
		C	B	A
L2	9	2,0729		
L1	9		2,9160	
L6	9		2,9770	2,9770
L3	9		3,3997	3,3997
L4	9		3,4757	3,4757
L5	9			3,7604
Signification		1,000	0,294	0,053

## B. Facteur concentration

Concentration	N	Sous-ensemble	
		b	A
75	18	2,7893	
0	18	2,8848	
150	18		3,6268
Signification		0,865	1,000

## 19. Tableau de valeur moyenne La teneur en sucres solubles

Lignée / Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	3,28	2,43	3,03
L2	1,53	1,48	3,2
L3	4,62	2,95	2,62
L4	4,66	2,08	3,68
L5	2,25	4,36	4,67
L6	0,97	3,41	4,55

## Annexe 10: La teneur en proline

## 20. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	33,963	5	6,793	64,800	0,000
Concentration	22,453	2	11,226	107,097	0,000
Lignée*Concentration	42,826	10	4,283	40,855	0,000
Erreur	3,774	36	0,105		
Total	252,810	54			

## 21. La comparaison des moyennes (Test de Tukey au seuil de 5%)

## A. Facteur lignée

Lignée	N	Sous-ensemble		
		C	B	A
L2	9	0,4684		
L1	9		1,2831	
L6	9		1,3494	
L3	9		1,5391	
L4	9			2,5467
L5	9			2,8065
Signification		1,000	0,555	0,539

## B. Facteur concentration

Concentration	N	Sous-ensemble		
		c	B	A
0	18	0,9125		
75	18		1,5967	
150	18			2,4874
Signification		1,000	1,000	1,000

## 22. Tableau de valeur moyenne La teneur en proline

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	0,2	0,53	3,11
L2	0,45	0,41	0,54
L3	0,47	0,97	3,17
L4	1,48	4,78	1,37
L5	2,06	2,1	4,25
L6	0,8	0,77	2,47

## Annexe 11: Longueur de la partie aérienne

## 23. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	7965,870	5	1593,174	3,445	0,012
Concentration	851,148	2	425,574	0,921	0,407
Lignée*Concentration	4067,741	10	406,774	0,880	0,560
Erreur	16636,667	36	462,130		
Total	433909,000	54			

## 24. La comparaison des moyennes (Test de Tukey au seuil de 5%)

✓ *Facteur lignée*

Lignée	N	Sous-ensemble	
		B	A
L6	9	64,7778	
L1	9	79,5556	79,5556
L2	9	87,3333	87,3333
L5	9	87,7778	87,7778
L3	9		98,4444
L4	9		101,3333
Signification		0,233	0,286

## 25. Tableau de valeur moyenne Longueur de la partie aérienne

Lignée / Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	73,66	85,66	79,33
L2	89	97,33	75,66
L3	93,66	102,66	99
L4	102,33	96,66	105
L5	79,33	110,66	73,33
L6	82	55	57,33

## Annexe 12: Surface foliaire

### 16. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme Des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	117,751	5	23,550	4,864	0,02
Concentration	26,755	2	13,378	2,763	0,077
Lignée*Concentration	16,131	10	1,613	0,333	0,966
Erreur	174,299	36	4,842		
Total	2522,650	54			

### 17. La comparaison des moyennes (Test de Tukeyau seuil de 5%)

✓ *Facteur lignée*

Lignée	N	Sous-ensemble	
		B	A
L5	9	4,6589	
L4	9	5,1178	
L6	9	5,7456	
L2	9	6,2033	6,2033
L1	9	7,4467	7,4467
L3	9		9,0178
Signification		0,103	0,097

## 26. Tableau de valeur moyenne Surface foliaire

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	8,54	6,53	7,26
L2	7,21	6,53	4,86
L3	10,58	7,95	8,52
L4	6,24	4,99	4,11
L5	4,61	4,68	4,67
L6	6,68	6,25	4,3

## Annexe 13: Poids frais de la partie aérienne

## 27. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Lignée	84,772	5	16,954	3,346	0,014
Concentration	8,565	2	4,282	0,845	0,438
Lignée*Concentration	30,451	10	3,045	0,601	0,802
Erreur	182,413	36	5,067		
Total	1888,410	54			

## 28. La comparaison des moyennes (Test de Tukeyau seuil de 5%)

✓ Facteur lignée

Lignée	N	Sous-ensemble	
		B	A
L5	9	3,6222	
L6	9	4,1556	
L1	9	5,4333	5,4333
L2	9	5,6444	5,6444
L4	9	6,2333	6,2333
L3	9		7,3889
Signification		0,163	0,452

## 29. Tableau de valeur moyenne Poids frais de la partie aérienne

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	4,26	7,1	4,93
L2	5,8	5,76	5,36
L3	6,7	8,8	6,66
L4	6,6	5,5	6,6
L5	3,63	3,5	3,73
L6	5,2	4,86	2,4

## Annexe 14: Poids sec de la partie aérienne

### 30. Tableau de l'analyse de la variance (ANOVA2)

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
<b>Lignée</b>	14,699	5	2,940	1,358	0,263
<b>Concentration</b>	11,341	2	5,670	2,619	0,087
<b>Lignée*Concentration</b>	21,995	10	2,200	1,016	0,449
<b>Erreur</b>	77,937	36	2,165		
<b>Total</b>	365,584	54			

### 31. Tableau de valeur moyenne Poids sec de la partie aérienne

Lignée /Concentration	0mM	75mM	150mM
L1	1,81	1,95	1,54
L2	1,72	2,01	1,7
L3	2,08	4,69	2,17
L4	2,15	1,86	2,1
L5	1,6	1,33	1,4
L6	2,06	4,59	1,1

## Résumé

Cette étude a pour objectif de comparer le comportement de six lignées de petit pois (*Pisumsativum*) soumises à des conditions de stress salin. L'essai a permis de mettre en évidence l'influence de trois concentrations saline, à savoir 0 mM, 75 mM et 150 mM de NaCl, sur différents paramètres morphologiques et physiologiques. Nos résultats ont montré que le sel a un effet dépressif sur la croissance de la plante, notamment la hauteur de la partie aérienne, la biomasse aérienne fraîche et sèche ainsi que la surface foliaire, une accumulation de la proline et des sucres solubles sont aussi observées chez les plantes stressées par rapport aux témoins. Ces effets sont d'autant plus importants que l'intensité et la durée du stress sont élevées. Toutefois, la présence d'une différence génotypique a permis de mettre en valeur un certain nombre de mécanismes responsables de la résistance du petit pois au stress salin. Ainsi, la lignée 4 apparaît comme la lignée la plus tolérante et la lignée 2 comme la plus sensible. Tandis que les autres lignées adaptent un comportement intermédiaire.

## Mots clés

*Pisumsativum*, stress salin, NaCl

## ملخص

وتهدف هذه الدراسة المجردة لمقارنة سلوك ستة أصناف من البازلاء تخضع لضغوط الملح. ساعد اختبار لتسليط الضوء على تأثير ثلاث تركيزات المالحة، أي 0 مم، 75 مم و 150 مم كلوريد الصوديوم، على مختلف المعالم المورفولوجية والفسولوجية. أظهرت نتائجنا أن الملح له تأثير على نمو النبات، بما في ذلك ارتفاع الجزء العلوي، والكتلة الخضراء و اليابسة و أيضا مساحة الورقة، تراكم البرولين والسكريات قابل للذوبان و ملاحظة النباتات المجهد بالملح بالنسبة للنباتات الخالية من الملح. هذه الآثار كلها والمزيد من المهم أن كثافة والشدة من التوتر مرتفعة. ومع ذلك، فإن وجود الاختلاف الوراثي ساعد على تسليط الضوء على عدد من الآليات المسؤولة عن المقاومة من البازلاء إلى الإجهاد الملحي. وبالتالي، فإن الصنف 4 يظهر كالصنف الأكثر تسامحا والصنف 2 الأكثر حساسية. بينما الأصناف أخرى تناسب سلوك المتوسط.

## الكلمات المفتاحية

البازلاء، والإجهاد الملح، وكلوريد الصوديوم

## Abstract

This study aims to compare the behavior of six lines of peas (*Pisumsativum*) subject to salt stress. The test helped to highlight the influence of three saline concentrations, 0 mM, 75 mM and 150 mM NaCl, on different morphological and physiological parameters. Our results showed that salt has a depressive effect on the growth of the plant, including the height of the aerial part, the fresh and dry ground biomass and leaf area, an accumulation of proline and soluble sugars are also observed stressed in plants relative to control. These effects are all the more important that the intensity and stress are high. However, the presence of genotypic difference helped to highlight a number of mechanisms responsible for the resistance of pea to salt stress. Thus, the line 4 appears as the most tolerant line and the line 2 as the most sensitive. While other lines fit an intermediate behavior.

## Keywords

*Pisumsativum*, salt stress, NaCl