

page de garde corr.docx

Remerciements.docx

Introduction générale.docx

Conclusion.docx



**République Algérienne Démocratique et Populaire**

**وزارة التعليم العالي والبحث العلمي**

**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**

**Université Djilali Bounaama de Khemis Miliana**

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

**Département : Biologie**

**Spécialité : Protection des écosystèmes**

**Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de Master**

## **Thème**

**Effet du stress salin sur la germination et le  
développement des plantes d'haricot**

**(*phaseolus vulgaris*L.)**

**Présenté par**

**M<sup>elle</sup> NAIMI FOUZIA**

**M<sup>elle</sup> MERDJ ASMA**

**Soutenu le: ...Juin.2018, Devant le jury:**

**Président :Mme. BNAOUDA L.**

**MAA UNIV Djilali Bounaâma Khemis-Miliana**

**Promoteur:Mr. AROUS. A**

**MAA UNIV DjilaliBounaâma Khemis-Miliana**

**Examineur:Mr. BADACHE. H**

**MCB UNIV DjilaliBounaâma Khemis-Miliana**

**Examinatrice :Mme. MESTFAOUI .H**

**MAA UNIV Djilali Bounaâma Khemis-Miliana**

**Année universitaire : 2017/2018**

## ***Remerciements***

Aux enseignants de l'université de El Djilali Bounaama , qui ont assuré notre formation

Durant ces cinq dernières années.

Nous avons l'honneur et le plaisir d'exprimer nos profonds remerciements à notre **ALLAH**

qui nous a orientés durant notre travail vers le bon chemin.

On tient beaucoup à présenter nos remerciements à :

Notre promoteur Mr **AROUS.A** pour ses conseils judicieux, ses critiques

Constructives et sa patience ainsi que son suivie tout au long de notre travail.

Le président du jury Mme **BENAOUDA.L** qui nous a fait l'honneur de présider ce jury.

A Mr **BADACHE.H** pour avoir accepté d'examiner ce travail.

A Mme **MESTFAOUIL** de nous avoir honorés en acceptant de faire partie de ce jury.

Veillez trouver ici nos remerciements les plus sincères

Sans oublier tous les enseignants du département de l'Biologie.

## *Dédicaces*

*Je dédie ce mémoire*

*Aux êtres les plus chers : Mes parents,*

*A mon père,*

*Mon plus haut exemple et mon modèle de persévérance pour aller toujours de l'avant et ne jamais baisser les bras. Pour son enseignement continu à m'inculquer les vraies valeurs de la vie et pour ses précieux conseils. J'espère que ce mémoire sera à la hauteur de tes attentes et qu'il soit l'accomplissement de tous mes efforts.*

*A ma mère,*

*Pour son affection, sa patience, sa compréhension, sa disponibilité, son écoute permanente et son soutien sans égal dans les moments les plus difficiles de ma vie.*

*Là où je suis arrivé aujourd'hui c'est à vous MES CHERS PARENTS que je le dois, que Dieu vous garde.*

*A mes chers frères :*

*Abdelkader, Ahmed, Ali, Fodhil et Toufik, et pour vous exprimer toute mon affection et ma tendresse*

*A ma tendre et chère belles-sœurs : Naima, Somia, Hanan et Fatima et son fille salma.*

*A mon Binôme Asma, mes Amie Khadijda, Aicha, Salima, Nesrine, Salma, Chhara, Samia.*

*A ma grande famille, mes collègues de spécialité Protection des écosystèmes et tous ceux et toutes celles que j'ai involontairement omis de citer et qui n'en demeurent pas moins chers.*

***Fouzia...***

## *Dédicaces*

*Je dédie ce modeste travail à :*

*La lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur ; maman que j'adore.*

*Mon père, qui peut être est et fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie, Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venu de toi.*

*Mes chers frères : Mohammed et Hakim, Aboubaker el sadik*

*Ma chère sœur : Douaa*

*Mon marie : fayssal*

*A ceux je dédie ce travail dont le grand plaisir leurs revient en premier lieu pour leurs conseils, aides, et encouragements.*

*Aux personnes qui m'ont toujours aidé et encouragé, qui étaient toujours à mes cotés, et qui m'ont accompagnaient durant mon chemin d'études, mes aimables amies, collègues d'études :*

*Salima, Wafaa, Fatima , Samia , Malika , Chahira*

*A mon binôme fouzia et toute sa famille*

*A toutes les personnes qui connaissent Asma de près ou de loin, seulement pour leur existence. Qu' << Allah >> leur accorde santé et prospérité.*

*ASMA.....*

## RESUME

La salinité présente une menace sérieuse pour l'agriculture surtout dans les zones irriguées ou elle occasionne des énormes dégâts pour le sol que pour les cultures. Parmi ces cultures, l'Haricot qui a un grand intérêt économique et nutritionnel vu sa richesse en protéine végétales.

Dans ce contexte, la présente étude a été menée sur les graines de l'haricot (*Phaseolus Vulgaris* L.) en utilisant six géotypes (Djadida, Ril 29, Ril 34, Ril 83, Ril 104, Ril 115), en les faisant germer dans des milieux salinisés au chlorure de sodium NaCl, à des concentrations croissantes (0,50, 100, 150 et 200 meq), ce qui a permis d'apporter des informations supplémentaires sur les comportements physiologiques de ces graines en réponse au stress salin stade de la cour de la germination.

La salinité a clairement influencé la germination à travers les paramètres physiologiques étudiés dont le taux de germination, les poids des graines, longueur de radicule et cinétique de germination sont affectées négativement par les concentrations salines appliquées par rapport au témoin.

La contrainte saline provoque des variations biochimiques ; des accroissements des taux de sucre solubles par rapport au témoin s'avèrent plus prononcés chez les six géotypes bien que les valeurs les plus élevées sont enregistrées chez Djadida.

**Mots clés :** Haricot, *Phaseolus Vulgaris*.L, Géotypes, Salinité, Germination, NaCl, Sucre soluble.

## ملخص

تمثل الملوحة تهديدًا خطيرًا للزراع ، خاصةً في المناطق المروية ، أو تسبب أضرارًا هائلة للتربة وكذلك للمحاصيل. من بين هذه المحاصيل ، للفاصوليا مصلحة اقتصادية وغذائية كبيرة بسبب محتواها من البروتين النباتي العالي.

في هذا السياق ، أجريت هذه الدراسة على بذور الفاصوليا (*Phaseolus Vulgaris L*) عن طريق إنباتها في البيئات المالحة مع كلوريد الصوديوم ، في تركيزات متزايدة ( 50 ، 100 ، 150 و 200 ملي مكافئ). ، والتي قدمت معلومات إضافية عن السلوك الفسيولوجي لهذه البذور استجابة لمرحلة الإجهاد الملحي في ساحة التنتب.

لقد أثرت الملوحة بشكل واضح على الإنبات من خلال المعلمات الفيزيولوجية المدروسة ، التي يتأثر معدل إنباتها ووزن البذور وطول الجذور وحركية الإنبات بالتركيزات المالحة التي تطبقها السيطرة.

الإجهاد الملحي يسبب الاختلافات البيوكيميائية. كانت الزيادات في مستويات السكر القابل للذوبان مقارنة بالضوابط أكثر وضوحًا في جميع الطرز الوراثة الستة ، على الرغم من أن أعلى القيم سجلت في Djadida.

الكلمات المفتاحية: الفاصوليا، التراكيب الوراثة ، *Phaseolus Vulgaris.L* ، الملوحة ، الإنبات ، كلوريد الصوديوم سكر قابل للذوبان.

## **ABSTRACT**

Salinity presents a serious threat to agriculture, especially in irrigated areas, or it causes enormous damage to the soil as well as to crops. Among these crops, the bean has a great economic and nutritional interest because of its high vegetable protein content.

In this context, the present study was conducted on seeds of the bean (*Phaseolus Vulgaris* L.) by germinating them in saline environments with sodium chloride NaCl, at increasing concentrations (50, 100, 150 and 200 meq. ), which provided additional information on the physiological behavior of these seeds in response to salt stress stage of the sprouting yard.

Salinity clearly influenced germination through the studied hysiological parameters, whose germination rate, seed weight, root length and germination kinetics are affected by the saline concentrations applied by the control.

Saline stress causes biochemical variations; Increases in soluble sugar levels relative to controls were more pronounced in all six genotypes, although the highest values were recorded in Ril 34.

**Key words:** Bean, Genotypes, *Phaseolus Vulgaris*.L, Salinity, Germination, NaCl Soluble sugar.



## Liste des abréviations

<b>C:</b>	Concentration
<b>Cl :</b>	Chlore
<b>cm :</b>	Centimètre
<b>ddl :</b>	Degré de liberté
<b>F :</b>	Test de Fisher
<b>Fig :</b>	Figure
<b>g :</b>	Gramme
<b>h :</b>	Heure
<b>l :</b>	Litre
<b>J :</b>	Jour
<b>Meq :</b>	Milliéquivalent
<b>ml :</b>	Millilitre
<b>mm :</b>	Millimètre
<b>mM :</b>	Milimolle
<b>min :</b>	Minute
<b>NaCl :</b>	Chlorure de sodium
<b>p :</b>	Probabilité
<b>R :</b>	Répétition
<b>SPSS :</b>	Statistical package of social science
<b>Tab :</b>	Tableau
<b>% :</b>	Pourcentage
<b>°C :</b>	Degrés celsius

## Liste des figures :

Figure 01 : L'espèce <i>Phaseolus vulgaris</i> .L.....	15
Figure 02 : Le cycle de développement de la culture du <i>Phaseolus vulgaris</i> (DIAW, 2002).....	17
Figure 03 : La production du haricot par continents (FAO,2006).....	20
Figure 04 : La courbe théorique de la germination.....	23
Figure 05 : L'amylose.....	24
Figure 06 : L'amylopectine.....	26
Figure 07 : Les différentes variétés d'haricot.....	28
Figure 08 : La dispositif expérimental de l'essai de croissance.....	32
Figure 09: L'évolution des poids des graines de Ril 29 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.....	36
Figure 10 : L'évolution des poids des graines de Ril 115 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.....	36
Figure 11 : L'évolution des poids des graines de Ril 83 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.....	36
Figure 12 :L'évolution des poids des graines de Ril 104 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.....	37
Figure 13 : L'évolution des poids des graines de Ril 34 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.....	37
Figure 14 : L'évolution des poids des graines de Djadida en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.....	37
Figure 15 : L'évolution de la cinétique de germination chez le génotype Ril 29 en fonction des différentes concentrations salines.....	38
Figure 16 : La cinétique de germination de génotype de Djadida en fonction des différentes concentrations salines.....	39
Figure 17: La cinétique de germination de génotype de Ril 104 en fonction des différentes concentrations salines.....	39
Figure 18 : La cinétique de germination de génotype de Ril 115 en fonction des différentes concentrations salines.....	18
Figure 19: La cinétique de germination de génotype de Ril 34 en fonction des différentes concentrations salines.....	41
Figure 20 : La cinétique de germination de génotype de Ril 83 en fonction des différentes concentrations salines.....	41
Figure 21: Le taux finale de germination des graines en fonction des différentes concentrations salines.....	42

Figure 22: L'évolution de la longueur des racines en fonction des régimes salines appliqués.....	45
Figure 23: L'évolution des taux des sucres soluble en fonction des différent traitements salins.....	49

## Liste des tableaux :

Tableau 1 : La production nationale du haricot vert pour la période 2009-2013.....	17
Tableau 2 : Composition nutritionnelle du haricot vert.....	18
Tableau 03 : Les milieux de germination avec les différentes concentrations salines.....	30
Tableau04 : L'analyse des résultats d'évolution des poids des graines en (g).....	34
Tableau 05 : Analyse de la variance des résultats des longueurs des racines en (cm).....	42
Tableau 06: Résultats moyens de la longueur des racines.....	44
Tableau 07 : Analyse de variance des résultats de la teneur des sucres solubles.....	46
Tableau 08: Le résultats moyens de la teneur des sucres solubles.....	48
Tableau 9 : Taux d'accroissement de sucre soluble en fonction du temps chez les différents géotypes et à différents stress salins.....	49

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

## Sommaire

Introduction générale .....1

### CHAPITRE I-SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Stress abiotique ..... 4

1. Définition de stress ..... 4

2. les stress abiotiques chez les plantes ..... 4

2.1. Le stress hydrique ..... 4

2.2. Le stress thermique ..... 5

2.3. Le stress ionique ..... 5

2.4. Le stress salin ..... 5

3. La salinité : ..... 6

3.1. Définition de la salinité : ..... 6

3.2. Principaux sels solubles ..... 6

3.3. Répartition des sols salés ..... 6

4. Types de salinité ..... 7

5. Le stress salin et les plantes ..... 7

6. Effet de la salinité sur la plante ..... 9

6.1. Sur la germination des grains ..... 9

6.2. Sur la croissance et le développement ..... 9

6.3. Sur la biochimie de la plante ..... 9

6.4. Effet de la salinité sur le rendement agronomique ..... 10

7. La tolérance de la plante au stress salin ..... 10

7.1. Compartimentation ..... 10

7.2. ajustement osmotique ..... 11

7.3. La régulation de la croissance ..... 11

7.4. Contrôle membranaire ..... 11

II. la plante ..... 12

1. Les légumineuses ..... 12

Introduction générale .....	1
-----------------------------	---

## CHAPITRE I-SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Stress abiotique .....	4
1. Définition de stress .....	4
2. les stress abiotiques chez les plantes .....	4
2.1. Le stress hydrique .....	4
2.2. Le stress thermique .....	5
2.3. Le stress ionique.....	5
2.4. Le stress salin .....	5
3. La salinité : .....	6
3.1. Définition de la salinité : .....	6
3.2. Principaux sels solubles .....	6
3.3. Répartition des sols salés .....	6
4. Types de salinité .....	7
5. Le stress salin et les plantes .....	7
6. Effet de la salinité sur la plante .....	9
6.1. Sur la germination des grains .....	9
6.2 Sur la croissance et le développement.....	9
6.3. Sur la biochimie de la plante .....	9
6.4. Effet de la salinité sur le rendement agronomique .....	10
7. La tolérance de la plante au stress salin .....	10
7.1. Compartimentation .....	10
7.2 ajustement osmotique.....	11
<b>7.3. La régulation de la croissance .....</b>	<b>11</b>
7.4. Contrôle membranaire.....	11
II. la plante .....	12
1. Les légumineuses.....	12
1.1. Introduction.....	12
1.2. Présentation de la famille de légumineuse.....	12
2. haricot : .....	14
2.1. Haricot commun ( <i>Phaseolus vulgaris</i> L.).....	14
2.2. Origine et répartition géographique.....	14
2.3. Etude botanique du ( <i>Phaseolus vulgaris</i> ).....	14

2.4. Description.....	15
2.5. Cycle de développement.....	17
2.6. Exigences.....	18
2.7. Situation du haricot en Algérie.....	18
2.8. Importance de la culture.....	19
2.9. Sensibilité du haricot.....	21
III. Germination.....	22
1. Définition.....	22
2. Conditions de germination.....	22
3. Les phases de germination.....	23
4. Types de germination.....	24
5. Amidon.....	25
5.1. Définition d'amidon.....	25
5.2. Structure de l'amidon.....	25
5.3. La dégradation de l'amidon.....	26

## CHAPITRE II- MATRIEL ET METHODE

Objectif de l'expérimentation.....	27
2. Site et conditions de l'essai.....	29
3. Méthodologie.....	29
3.1. Préparation des solutions.....	29
3.2 Paramètres mesurés.....	30
3.2.1. Paramètres morphologiques.....	30
a- Evolution du poids des graines.....	30
b- La Faculté germinative (le taux final de la germination).....	30
c- La cinétique de germination.....	30
d- L'Allongement des coléoptiles.....	31
3.2.2. Paramètre biochimique.....	33
Dosage des sucres solubles.....	33
4. Traitement statistiques :.....	33

## CHAPITRE III-RESULTAT ET DISCUSSION

Le processus des graines mise en germination.....	34
1. Paramètres d'évolution du taux d'imbibition.....	34
2. La cinétique de germination.....	38

3. Effet des traitements saline sur la faculté germinative (le taux final de la germination).	42
4. La longueur de la radicule.....	43
5. Teneur des graines en sucres solubles .....	45
Discussion.....	51
CONCLUSION.....	55
LISTE DE REFERENCE	
ANNEXE	



## Introduction générale

Durant ces quinze dernières années, l'intérêt des légumineuses à graines pour l'alimentation humaine a considérablement augmenté dans le bassin méditerranéen pour l'autosuffisance alimentaire en protéines et la diversification des systèmes de production céréalière. Toutefois, aucune des légumineuses à graines traditionnellement cultivées, telle que pois-chiche (*Cicer arietinum*), fève (*Vicia faba. L.*), lentille (*Lens culinaris*), ou haricot (*Phaseolus vulgaris L.*), ne s'est réellement développée. Cette difficulté résulte en particulier d'une forte instabilité de leurs rendements.

Dans le genre *phaseolus*, le haricot commun (*Phaseolus vulgaris L.*) est l'espèce économiquement la plus importante avec plus de 90% de la production mondiale de haricot. Il constitue la principale légumineuse alimentaire de plus de 300 millions de personnes en Amérique latine et en Afrique Centrale et de l'Est (Broughton et al., 2003). Dont leurs associations symbiotiques présentent un intérêt majeur au niveau économique, agronomique et écologique. Elles permettent en effet de limiter les apports d'engrais azotés, coûteux et polluant, dans les écosystèmes cultivés et assurent le maintien de la fertilité des sols dans les milieux naturels. Elles sont de ce fait d'une grande utilité pour la restauration de milieux dégradés.

Les faiblesses de la production des légumineuses et essentiellement des haricots conduisent l'Algérie à importer plus de 355 millions de dollars de ce produit pour combler les besoins de la population (STAT. CANADA, 2007). En effet, les facteurs salinité et sécheresse sont les principales causes de diminution de la productivité (MERRIEN et GRANDIN, 1990).

La sécheresse a accentué le phénomène de la salinisation des sols dans ces régions devenue un second facteur abiotique qui réduit considérablement les rendements agricoles de diverses cultures. La salinité des sols est non seulement liée aux conditions climatiques mais également aux recours souvent mal contrôlés de l'irrigation (RHOADES et al., 1992). Ce phénomène s'est aussi accentué par l'usage abusif des engrais. En effet, la fertilisation et l'irrigation localisées conduisent à élever exagérément la concentration des sels dans les substrats de culture (MOUHOUCHE et BOULASSEL, 1999).

Actuellement, les stress environnementaux comme le stress salin, limitent sérieusement la croissance des plantes ainsi que la productivité végétale sur 40% de la surface terrestre notamment en régions méditerranéennes (BOYER, 1982 ; F.A.O., 1988 ; WANG et al.,

2003). Ces contraintes résultent entre autre des problèmes posés par l'irrégularité des pluies et l'insuffisance des réserves en eau dans les barrages.

Dans le cas d'un stress salin, une double problématique se pose à l'organisme végétal (ZHU, 2001). D'un coté, les sels accumulés dans le sol contribuent à l'élévation de la pression osmotique du milieu et l'approvisionnement de la plante en eau devient de plus en plus difficile. De l'autre, l'effet toxique dû à l'absorption des sels dans les tissus perturbe le bon fonctionnement physiologique des cellules (GOUNY et CORNILLON, 1973).

La phase de germination est considérée comme primordiale dans l'élaboration du rendement et la productivité des espèces cultivées. La germination est régulée par des caractéristiques génotypiques mais aussi par les conditions environnementales et en particulier par la disponibilité de l'eau dans le sol. C'est sur la qualité de sa réalisation que repose inévitablement le déroulement des stades ultérieurs du cycle de développement de la plante. Elle compte parmi les stades les plus vulnérables aux effets de la salinité. L'excès des sels inhibe son imbibition et perturbe l'activité de nombreuses enzymes, notamment les amylases impliquées dans la dégradation des réserves glucidiques (BERI et GUPTA, 2007), les oxydases et les peroxydases (HAJLAOUIL et al, 2007).

La mobilisation des réserves de la graine et leur métabolisme sont modulés en permanence en réponses aux changements des conditions environnementales. Ainsi, les végétaux au cours de leur phase de germination présentent une fragilité accrue aux contraintes du milieu qui menace l'installation réussie de la jeune plantule, conditionnant fortement le comportement de la culture à l'élaboration de son rendement.

La recherche de plantes plus adaptées aux stress abiotiques est un enjeu fondamental pour assurer la production agricole dans les prochaines décennies (BLUM, 1996 ; TURNER et *al.*,2001)

La capacité d'évaluer quantitativement les performances des plantes cultivées subissant un stress abiotique est très importante au niveau des programmes de recherche qui visent la réhabilitation et l'amélioration de la production en régions hostiles telles que les zones arides et semi arides (I.N.R.A.,2000).

De nombreux travaux (BAYUELO-JIMÉNEZ et *al*, 2002 ; GAMA et *al*, 2007 ; BOUZID, 2009- 2010; ZAMAN-ALLAH et *al*, 2009) ont traité les effets de la salinité sur le développement et la productivité de l'haricot. Cependant les recherches consacrées à l'étude des impacts et les réactions de la plante à l'encontre des excès des sels au cours de sa phase de germination, restent insuffisants.

Le travail présenté s'inscrit dans ce contexte de recherches. Il englobe différents essais prétendant à estimer les effets et les réponses de la plante conduite sous différentes teneurs de NaCl (0, 50, 100, 150 et 200meq) au cours de la réalisation du stade de germination. Dans ce travail, le facteur de la salinité est associé à la variabilité génétique, six génotypes d'origines et comportements contrastes à l'égard de ce stress, ont été utilisés.

Le travail est présenté selon trois parties. Dans une première est inscrite une synthèse bibliographique où est exposé l'essentiel des travaux réalisés dans ce domaine. Dans une seconde sont présentées les différentes démarches expérimentales employées et enfin dans une dernière sont rapportés les principaux résultats aux quels nous sommes parvenus.

# **Chapitre I**

# **Synthèse bibliographique**

## **I. Stress abiotique**

### **1. Définition de stress**

Il est admis que les plantes subissent, comme tous les êtres vivants, l'action de divers stress. La baisse de croissance et de rendement due à ces facteurs peut atteindre 50%. Les stress communément rencontrés sont, l'action des températures extrêmes (DUBOIS, 1991), des régimes hydriques et des concentrations salines (LEVITT, 1980).

Le stress correspond à toute condition de l'environnement ou combinaison de conditions qui empêche la plante de réaliser l'expression de son potentiel génétique pour la croissance, le développement et la reproduction (JONES et QUALSET, 1984).

### **2. Les stress abiotiques chez les plantes :**

Les stress abiotiques sont causés généralement par la sécheresse (GIRAUD *et al.*, 2008), la salinité (LUHUA *et al.*, 2008), les hautes ou les basses températures, la lumière (GIRAUD *et al.*, 2008), l'excès ou le déficit en éléments et les métaux lourds (KLEIN *et al.*, 2008).

Les stress abiotiques induisent des changements physiologiques (LANGRIDGE *et al.*, 2006) et des changements dans les processus cellulaires et moléculaires (CHINNUSAMY *et al.*, 2006 ; TALAME *et al.*, 2007). Les stress peuvent également affecter le fonctionnement de la plante en perturbant les flux ioniques (LANGRIDGE *et al.*, 2006) ou en altérant les parois ou membranes cellulaires (ZHU, 2001 ; WANG *et al.*, 2003).

#### **2.1. Le stress hydrique**

La sécheresse menant au stress hydrique dans la plante est un problème important qui réduit la productivité agricole tropicale, semi-aride et aride du monde (LEAKEY *et al.*, 2006).

Le stress hydrique du sol doit être décomposé en déficit hydrique et l'excès d'eau entraînant l'asphyxie. Il peut limiter ainsi la croissance des végétaux, en modifiant le lien entre la disponibilité et les besoins (BEZZALA, 2005). Il se traduit chez la plante par une série de modifications qui touchent les caractères morphologiques, physiologiques et biochimiques à partir du moment où les besoins en eau de la plante sont supérieurs aux quantités disponibles.

Le déficit hydrique joue un rôle direct sur la physiologie des plantes ; toutes les fonctions physiologiques ne sont pas affectées en même temps et avec la même ampleur (BRISSON, 2008).

## **2.2. Le stress thermique**

Pour effectuer sa croissance et son développement, chaque plante exige une gamme bien particulière de températures. Chaque plante possède une température optimale de croissance et de développement, qui ne peuvent se dérouler qu'entre des limites supérieures et inférieures. Lorsque la température avoisine ces limites, la croissance diminue et au delà, elle s'annule (HOPKINS, 2003).

Le stress thermique est souvent défini quand les températures sont assez hautes ou basses pendant un temps suffisant pour qu'elles endommagent irréversiblement la fonction ou le développement des plantes. Elles peuvent être endommagées de différentes manières, soit par des températures basses ou élevées de jour ou de nuit, par l'air chaud ou froid ou par les températures élevées du sol. La contrainte thermique est une fonction complexe qui varie selon l'intensité (degré de la température), la durée et les taux d'augmentation ou de diminution de la température (OUKARROUM, 2007).

## **2.3. Le stress ionique**

Lié à la composition en éléments du sol (carences ou toxicité en certains ions) : un déficit en N, P, MO, Cu, Zn, Fe, B,... peut avoir des conséquences importantes sur le développement des plantes. Un excès de minéraux AL, Na, Cl,... peut avoir des effets toxiques (MONNEVEUX et THIS, 1997). La présence de sels dans les sols est l'un des problèmes majeurs affectant les contraintes. La salinité couvrant de larges superficies est amplifiée par le manque d'eau (ABBAD *et al.*, 2004).

## **2.4. Le stress salin**

Le stress salin peut directement ou indirectement affecter le statut physiologique des plantes en changeant leur métabolisme, leur croissance et leur développement (AJMAL KHAN, 2000 ; GARG *et al.*, 2002). Il est difficile d'estimer les conséquences d'un stress salin, car il recouvre à la fois des stress hydrique, ionique et nutritionnel. Ainsi, les impacts de la salinité sur le développement et le rendement de la plante sont aussi nombreux que difficiles à hiérarchiser.

Les problèmes osmotiques pourraient se produire en raison de l'accumulation des concentrations élevées de  $\text{Na}^+$  dans l'apoplasme des feuilles, puisque l'ion  $\text{Na}^+$  présent avec les éléments circulants dans le xylème, est laissé pendant que l'eau s'évapore (TESTER et DAVENPORT, 2003).

### 3. La salinité :

#### 3.1. Définition de la salinité :

La salinité est définie selon plusieurs chercheurs comme la présence d'une concentration excessive de sels solubles dans le sol ou dans l'eau d'irrigation (BAIZ, 2000 et MAATOUGUI, 2001). C'est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité (ALLAKHVERDIEV *et al*, 2000 in BOUZID, 2010).

La salinité élevée des sols due essentiellement au chlorure de sodium affecte le tiers des terres irriguées à l'échelle mondiale et constitue un facteur limitant prépondérant de la production végétale dans les zones arides (HASEGAWA *et al*, 1986 in: NDEYE THIORO, 2000)

#### 3.2. 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 ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ), bicarbonate de sodium ( $\text{Na HCO}_3$ ), carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ) et le carbonate de magnésium ( $\text{mgCO}_3$ ).

**-Les sulfates :** ce sont les sels de l'acide sulfurique et les plus fréquents sont : le sulfate de magnésium ( $\text{MgSO}_4$ ), sulfate de sodium ( $\text{NaSO}_4$ ) et le sulfate de calcium ( $\text{Ca SO}_4$ ).

**-Les chlorures :** principalement : le chlorure de sodium ( $\text{NaCl}$ ), le chlorure de calcium ( $\text{Ca Cl}_2$ ) et chlorure de magnésium ( $\text{MgCl}_2$ ) 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).

#### 3.3. Répartition des sols salés

La salinisation des sols est non seulement liée aux conditions climatiques (fort ensoleillement et faible pluviométrie) mais également au recours souvent mal contrôlé à l'irrigation, ce qui entraîne une accumulation des sels dissous en surface (BENNACEUR *et al*, 2001 in BOUCHOUKH, 2010).

Les sols salins couvrent 397 millions d'Hectare (F.A.O., 2005). En Afrique, près de 4Mha sont affectés par la salinisation, soit près de 2% de la surface totale.

En Algérie, plus de 20% des sols irrigués sont concernés par des problèmes de salinité (DOUAOUI et HARTANI, 2008).

Les sols salins se rencontrent dans les basses plaines et vallées d'Oranie, vallée de la Mina, près de Relizane par exemple, sur les hautes plaines au sud de Sétif et de Constantine, aux bords de certains chotts comme le Chott Melghir. Ils ont aussi une grande extension dans les régions Sahariennes au Sud de Biskra jusqu'à Touggourt, Ouargla au-delà (AUBERT, 1982).

#### 4. Types de salinité

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

**4.1. Salinisation primaire** Près de 80 % des terres salinisées ont une origine naturelle «édaphique», on qualifie alors la salinisation de « primaire ». Dans ce cas, celle-ci est due à la formation des sels pendant l'altération des roches ou à des apports naturels externes :

- Dans les régions côtières, intrusion de l'eau salée ou submersion des terres basses.
- Inondation périodique par de l'eau de mauvaise qualité.
- Remontée d'une nappe phréatique salée près de la zone racinaire (Mermoud, 2006) Ce type de sol est très fréquent dans les zones arides dû à une évapotranspiration potentielle qui dépasse largement la quantité d'eau arrivée au sol (Antipolis, 2003).

**4.2. Salinisation secondaire** Près de 20% des terres salinisées ont une origine humaine ou anthropique ; sont qualifiées de « secondaires» dû principalement à l'irrigation des terres avec une eau de mauvaise qualité (eau saline), un lessivage insuffisant et un drainage défaillant (Anonyme, 2006 et Le goupil, 1974).

#### 5. Le stress salin et les plantes

Le stress salin se définit comme la présence de concentrations excessives de sels solubles dans le sol, se traduisant par des dégâts sur la plante allant d'une baisse légère de rendement à une détérioration totale de la plante.

Généralement, un taux élevé de  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  cause le stress salin. Le stress salin a un triple effet ; il réduit le potentiel hydrique, cause un déséquilibre ionique ou des perturbations en



homéostasie ionique et provoque une toxicité ionique. Le stress salin s'applique plutôt à un excès d'ions, en particulier, mais pas exclusivement, aux ions  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ . Les stress altèrent le métabolisme végétal menant aux effets négatifs sur la croissance, le développement et la productivité des plantes (LESS et GALILI, 2008).

Selon LEVITT (1980), le stress perçu par une plante, autrement dit le niveau de tension interne, dépend de la résistance de l'organisme à un type de stress appliqué avec une certaine intensité. En plus du type de stress et de son intensité, il faut également considérer la durée d'exposition. En effet, si l'intensité du stress est trop faible pour provoquer des dommages irréversibles à court terme, à long terme, ce stress peut provoquer des changements plastiques, voire la mort de l'organisme.

Face à ce danger, toutes les plantes ne sont pas égales. Certaines, nommées glycophytes, ne sont pas capables de supporter la présence de sel. Les halophytes, au contraire, ont développé des réponses physiologiques pour assurer leur approvisionnement en eau tout en préservant leur métabolisme (LUTTGE et *al*, 2000 ; CALU, 2006).

Suivant la production de biomasse des végétaux en présence de sel, deux grands groupes de plantes ont été discernés

#### - **Les halophytes**

Accumulent le sel dans leurs vacuoles au niveau des feuilles pour augmenter leur pression osmotique. Elles fabriquent également des osmoticum (ou osmolytes), molécules organiques qui s'accumulent dans les vacuoles, pour contrecarrer l'action du sel en augmentant la pression osmotique cellulaire, ce qui en limite ainsi l'entrée. On distingue trois cas d'halophytes : **Les halophytes vraies** dont la production de biomasse est stimulée par la présence de sels. Ces plantes présentent des adaptations poussées et sont naturellement favorisées par ces conditions (*Salicornia europaea*, *Sueda maritima*...), **les halophytes facultatives**, montrant une légère augmentation de la biomasse à des teneurs faibles en sels (*Plantago maritima*, *Aster tripolium*...) et **les non-halophytes résistantes**, supportant de faible concentration de sel (*Hordeum sp.*) (CALU, 2006).

#### - **Les glycophytes ou halophobes**

Plantes sensibles à la présence de sel (*Phaseolus vulgaris*, *glycine max.*) (CALU, 2006) et dont l'halotolérance est limitée, il y a plutôt un rejet de sel. Elles expulsent activement du  $\text{Na}^+$  au niveau des racines, mais en accumulent dans les vacuoles des feuilles.

Pour combattre le stress, les plantes déclenchent plusieurs mécanismes qui les font

résistantes avec la formation de nouvelles molécules et des mécanismes moléculaires de tolérance (SUBRAMANYAM et *al*,2008).

## **6. Effet de la salinité sur la plante :**

### **6.1. Sur la germination des grains :**

La plupart des plantes sont plus sensibles à la salinité durant leurs phases de germination et de levée (Maillard, 2001) Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence de sel, la variation de l'équilibre hormonal a été évoquée (UNGAR, 1978 ET KABAR,1986 in BOUCHOUKH, 2010). Bien que les halophytes possèdent une teneur très élevée en sel dans leurs tissus au stade adulte, leurs graines ne sont pas aussi tolérantes au sel au stade germination (BELKHODJA ET BIDAI, 2004).

Le stade germination est souvent limité par la salinité du sol et se montre le plus sensible que les autres stades (BOUDA S et HADDIOUI ,2011)

### **6.2 Sur la croissance et le développement**

La salinité est une contrainte majeure qui affecte la croissance et le développement des plantes (BOUAOUINA et *al*, 2000). La salinité affecterait de plusieurs manières la croissance de la plante :

✓ La concentration élevée de NaCl diminue également l'absorption de Ca<sup>2+</sup> qui est relativement tolérante au sel, l'augmentation de la concentration en Na<sup>+</sup> s'accompagne d'une réduction de la concentration en Mg<sup>2+</sup>, K<sup>+</sup>, N, P et Ca<sup>2+</sup> dans la plante (LEVITT, 1980). Ce déséquilibre nutritionnel est une cause possible des réductions de croissance en présence de sel lorsque des ions essentiels comme K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup> ou NO<sub>3</sub><sup>-</sup> deviennent limitant (SOLTANI, 1988 in HAOUALA et *al*, 2004).

✓ Les effets osmotiques du stress salin peuvent également limiter la croissance des racines, ce qui limite les possibilités d'absorption des éléments nutritifs du sol (JABNOUNE,2008).

### **6.3. Sur la biochimie de la plante**

La salinité réduit la vitesse de la photosynthèse suite à une diminution de la conduction stomatique de CO<sub>2</sub> (SANTIAGO et *al*, 2000). La diminution de la vitesse photosynthétique est due à plusieurs facteurs comme la déshydratation des membranes cellulaires ce qui réduit leur perméabilité au CO<sub>2</sub>, la toxicité du sel, la réduction de l'approvisionnement en CO<sub>2</sub> à cause de la fermeture des stomates, la sénescence accrue induite par la salinité et le changement dans l'activité des enzymes causé par le

changement dans la structure cytoplasmique (IYENGAR et REDDY, 1996 in: PARIDA et DAS, 2005). Chez diverses espèces plus ou moins résistantes, un taux élevé des sucres totaux résultant du blocage de la glycolyse ou du saccharose provenant d'une grande hydrolyse de l'amidon (ASLOUM, 1990).

#### **6.4. Effet de la salinité sur le rendement agronomique**

Les composantes du rendement tels que le nombre de talles par plante, les nombres d'épis, le nombre d'épillets par épi et le poids du grain, sont élaborés de façon séquentielle dans le temps. Munns et Rawson (1999) ont montré que tous les paramètres de rendement subissent une réduction sous l'action de la salinité et que, plus la salinité est élevée plus le rendement est réduit. Lorsque l'orge est soumis à un stress salin au cours de l'épiaison ou la différenciation de l'épi, le nombre d'épillets par épi est réduit ainsi que le nombre des grains, ainsi ils ont montré que la salinité a un effet néfaste sur la remobilisation des réserves au cours de la phase de remplissage des grains. La salinité diminue le rendement plus souvent en réduisant le nombre de pointes portant les épillets, le poids de l'épi et le poids de 1000 graines (MUNNS ET RAWSON, 1999).

### **7. La tolérance de la plante au stress salin :**

Les plantes poussant dans les conditions où le sol est affecté par la salinité subissent des perturbations d'ordre physiologique et biochimique (BEN NACEUR et *al.*, 2001). La réponse au sel des espèces végétales dépend de l'espèce même, de sa variété, de la concentration en sel, des conditions de culture et du stade de développement de la plante (MALLEK-MAALEJ et *al.*, 1998).

La plante peut d'adapter au stress salin de différentes manières:

#### **7.1. Compartimentation**

Un organisme peut difficilement exclure totalement le  $\text{Na}^+$  de ses tissus. Chez les plantes, une des stratégies de tolérance à la salinité les plus connues est la compartimentation des ions ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ ) en excès dans les tissus. Cette redistribution contrôlée se fait essentiellement dans les vacuoles (HOUALA et *al.*, 2007) et éventuellement, à l'échelle de la plante entière, dans les organes les plus vieux ou les moins sensibles (MUNNS, 1993). Pour être contrôlé, le déplacement des ions au travers des membranes implique un transport actif, consommateur d'énergie, qui utilise différents transporteurs (en densité variable) à la surface des membranes cellulaires (TYERMAN et SKERRET, 1999; ORCUTT et NELSEN, 2000). Une fois vacuolisé, le  $\text{Na}^+$  en excès contribue à l'ajustement osmotique sans altérer les processus métabolique (TYERMAN et SKERRET, 1999; KERRETT, 1999).

## 7.2 ajustement osmotique

L'ajustement osmotique du cytoplasme, suite à un stress osmotique provoqué par la présence de NaCl dans le milieu extérieure est réalisé par l'accumulation de solutés organiques.

Parmi ces composés s'accumulant lors du stress salin, on trouve les acides aminés comme la proline (HASSANI *et al.*, 2008); des sucres (fructose, saccharose) et leur dérivés alcool (glycérol, mannitol, pinitol) (KELLER et LUDLOW, 1993) et des méthylamines (glycine bétaine) (WERETILNYK *et al.*, 1989).

Parmi ces composés s'accumulant lors du stress salin, on trouve les acides aminés comme la proline (HASSANI *et al.*, 2008); des sucres (fructose, saccharose) et leur dérivés alcool (glycérol, mannitol, pinitol) (KELLER et LUDLOW, 1993) et des méthylamines (glycine bétaine) (WERETILNYK *et al.*, 1989).

### 7.3. La régulation de la croissance :

Le stress provoque une augmentation de la concentration en ABA dans la partie aérienne ou une réduction des concentrations en cytokinine (GUO et DAVID HO, 2008). Ceci résulte en une croissance et une transpiration réduites (ITAI, 1999). La réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique (ZHU, 2001). En effet ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour limiter les effets du stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages sont irréversibles. Pour illustrer cette tendance, dans la nature, la croissance et inversement corrélée à la résistance au stress salin d'une espèce ou variété (RUBIO *et al.*, 2008). En plus du contrôle de la croissance par les signaux hormonaux, la réduction de la croissance résulte de la dépense de ressources dans les stratégies d'adaptation (GUO et DAVID HO, 2008).

### 7.4. Contrôle membranaire

Dans la diffusion facilitée comme dans le transport actif, les protéines membranaires peuvent être très spécifiques de certains solutés. Néanmoins, plusieurs solutés peuvent entrer en compétition par une même protéine de transport ( $\text{Na}^+$  et  $\text{K}^+$ ).

D'un point quantitatif, la perméabilité membranaire au  $\text{Na}^+$  ainsi que l'activité, la quantité et la sensibilité des antiports  $\text{Na}^+/\text{H}^+$  membranaires évoluent pour s'adapter à un stress salin à long terme (TYERMAN et SKERETT, 1999).

## II. Présentation du matériel végétal

### 1. Les légumineuses

#### 1.1. Introduction

Les légumineuses sont cultivées principalement comme source des protéines pour la consommation humaine (haricot, pois, fève,...) ou l'alimentation animale (soja, luzerne, féverole,...). Elles constituent aussi une source importante d'huiles végétales (arachide) et de bois de qualité (bois de rose, ébène).

Les légumineuses à graines restent toujours une part importante de l'alimentation particulièrement dans les pays en développement où elles sont la principale source de protéines pour l'homme (BROUGHTON,2003 ;KANGFU,2011).

#### 1.2. Présentation de la famille de légumineuse

La famille des Fabaceae (Fabacées), appelée aussi légumineuses, est au 3<sup>ème</sup> rang des Angiospermes après les Orchidaceae (Orchidées) et les Asteraceae (Tournesols, Marguerites) et le 2<sup>ème</sup> après les Poaceae (Graminées) en termes d'importance économique et agricole. Elle comprend un grand nombre d'espèces domestiquées pour la consommation humaine et animale ainsi que pour les huiles, les fibres, les carburants, les engrais, le bois, les plantes médicinales, des produits chimiques et des variétés horticoles (LEWIS, SCHRIRE et al.2005).

Elle est très diverse avec 3 sous familles : Mimosoideae, Caesalpinioideae, et Papilionoideae (DOYLE et LUCKOW, 2003) et compte environ 20.000 espèces (GEPTS et al., 2005). La majorité des espèces sont dans la sous-famille Papilionoideae, avec 476 genres et environ 14.000 espèces. La sous-famille Mimosoideae contient 77 genres et environ 3.000 espèces. Et la sous-famille caesalpinioideae contient 162 genres et environ 3.000 espèces (LEWIS, SCHRIRE et al. 2005) La sous famille des Papilionoideae regroupe les espèces cultivées les plus importantes économiquement : le soja (*Glycine max*,  $2n = 4x = 40$ ), le haricot (*Phaseolus Vulgaris*,  $2n = 2x = 22$ ), le pois (*Pisum sativum*,  $2n = 4x = 40$ ), la luzerne (*Medicago sativa*,  $2n = 4x = 32$ ), l'arachide (*Arachis hypogaea*,  $2n = 4x = 40$ ), le pois chiche (*cicer arietinum*,  $2n = 2x = 16$ ), et la fève (*Vicia faba*,  $2n = 2x = 16$ ). Ces légumineuses cultivées forment deux groupes appelés Galegoïdes et

Phaseoloïdes, à l'exception de l'arachide qui appartient au groupe des Aeschynomeneae (BROUGHTONET et al.2003).

## **2. haricot :**

### **2.1. Haricot commun (*Phaseolus vulgaris* L.)**

Les légumineuses font partie de l'alimentation traditionnelle et constituent la principale source de protéine disponible localement dans les pays en voie de développement. Elles présentant une grande importance alimentaire, économique et agronomique. Parmi ces légumineuses figurent le haricot, pois chiche fève et lentille.

### **2.2. Origine et répartition géographique :**

L'origine du haricot commun, *p.vulgaris* L .est *p. vulgaris ssp* (DIETRICH et WILLIAM, 2005).le haricot a été domestiqué en Amérique centrale (Mexique et Guatemala) et en Amérique de sud(principalement le Pérou)il y'a plus de 9700ans. Des graines sèches furent introduites et semées au XVIe siècle en Europe puis, sa culture s'est rapidement diffusée dans les zones méditerranéennes et subtropicales (PERON, 2006).

La distribution géographique du haricot dans les zones très diversifiées, tants du point de vue climatique que des points de vue pédoclimatique. De nos jours, il a une importance considérable, en particulier en Amérique du sud et en Afrique. L'espèce est bien établie dans de nombreux pays Afrique où elle a été introduits par les portugais au XXème siècle, et c'est dans les région des Grandes Centrale que sa culture et la plus intensive (WORTMAN et al., NYABYENDA,2005).

Le haricot commun et produit principalement en Amérique Latine et en Afrique ; il est répandu surtout dans la zone Amazonienne du Brésil, dans les cordillères des Andes et en Amérique Centrale, tandis qu'en Afrique, il est produit principalement en Afrique Centrale et Orientale (Nabyeda,).

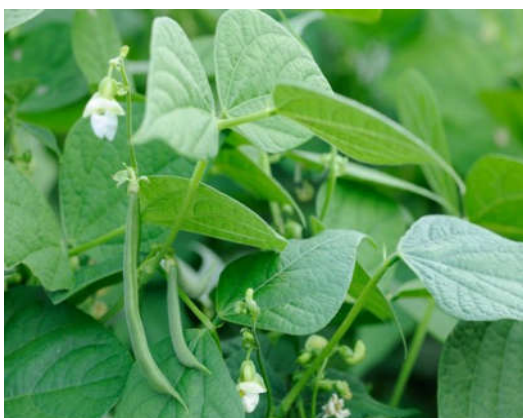
### **2.3. Etude botanique du (*Phaseolus vulgaris*)**

Selon HUBERT (1978), le haricot appartient à la famille des Fabacées au groupe des légumineuses, au genre *Phaseolus* et à l'espèce *vulgaris*. Le haricot (*Phaseolus vulgaris*) possède un nombre de chromosomes égal à  $2n=22$  (GEPTS, 1990).

Cette dernière, communément nommée haricot commun, fait partie de la chaîne trophique humaine, surtout en Amérique latine et en Afrique (SINGH, 1999). Le haricot représente une composante principale dans certains systèmes agraires et sa culture se répand dans le monde entier.

**Sa systématique est comme suit :**

- **Règne** : Végétal
- **Embranchement** : Spermaphytes
- **Sous Embranchement** : Angiospermes
- **Classe** : Dicotylédones
- **Ordre** : Fabales
- **Famille** : Fabaceae
- **Sous Famille** : Papilionaceae
- **Genre** : Phaseolus
- **Espèce** : *Phaseolus vulgaris*.



**Fig 01** :L'espèce *Phaseolus vulgaris*.L.

#### **2.4. Description**

##### **✓ Les racines**

Système racinaire pivotant et profond qui peut descendre jusqu'à 1,20m. On trouve le plus grand nombre de racines entre 0,20 m et 0,25 m de profondeur, sur un diamètre de 0,50 m autour de la tige. Des nodosités peuvent se former sur les racelles, mais on ne peut pas considérer le haricot comme une plante enrichissant le sol en azote car il demeure trop peu de temps en terre (BARRETO,1983).

##### **✓ Tiges**

Elles sont plus ou moins longues suivant les variétés. Les grandes tiges peuvent atteindre 2 à 3 m de long, c'est le "haricot à rames". Les tiges courtes ne dépassent guère 30 à 40 cm de longueur et le haricot ayant de telles tiges est appelé "haricot nain" (DUPONT et GUIGNARD,1989).

**✓ Feuilles**

Les premières feuilles, au nombre de deux, sont simples. Les suivantes sont formées de trois folioles ovales, vertes, de 10 à 12 cm de long environ, terminées chacune par une pointe (BELL, 1994). Elles possèdent des nervures bien visibles. Ces folioles s'insèrent sur un pétiole commun de 12 cm de long environ, par l'intermédiaire de pétiolules de 3 à 4 mm de long. A la base de ces pétiolules, on trouve deux stipelles très courtes. A la base du pétiole, on distingue une petite gaine et deux stipules de forme ovale ayant 4 mm de long environ (GOUST et SEIGNOBOS, 1998).

**✓ Inflorescences**

Ce sont des grappes de 5 à 15 fleurs portées par un pédoncule de 5 à 8 cm de long qui prend naissance à l'aisselle des feuilles. Ces fleurs s'insèrent par 1,2 ou 3 à la fois, par l'intermédiaire de pédicelles de 10 à 15 mm de long, sur le pédoncule floral. On trouve une moyenne de 10 à 15 grappes de fleurs par pied (PHILLIPS et *al.*, 1994).

**✓ Fleurs**

Elles sont du type papilionacé, et comprennent : 5 sépales, 2 pétales, 9 étamines soudées par leur base et une étamine libre, un ovaire, une loge renfermant 4 à 8 ovules, surmonté par un style portant un stigmate (PREVOST, 1999). Le taux de fécondation croisée varie avec l'importance de l'activité des insectes compris entre 2 et 80%. La fécondation s'effectue surtout la nuit (BELL, 1994). Chaque fleur a 2 cm de long environ et de couleur très variée, blanche, rose, rouge, violette, jaunâtre ou même bicolore (BELL, 1994).

**✓ Fruits**

Ce sont des gousses allongées, généralement droites, plus ou moins longues et terminées par une pointe. Leur largeur varie de 8 à 25 mm. Elles renferment en moyenne 4 à 8 graines (TIRILLY et BOURGEOIS, 1999). Dans les parois de la gousse, appelée cosse, les faisceaux libéro-ligneux sont plus ou moins développés. S'ils sont très développés, on les appelle les fils, et les gousses sont alors impropres à la consommation en vert. Les cosses représentent 40 à 45% du poids des gousses. Les jeunes gousses sont vertes mais leur couleur va se modifier au cours de la maturation (GOUST et SEIGNOBOS, 1998).

**✓ Graines**

Elles sont soit sphériques, soit cylindriques selon les variétés, et sont très diversement colorées, en blanc, vert, rouge, violet, noir, bruns ou même bicolors ou tachetés. Elles sont plus ou moins grosses selon les variétés (PERON, 2006). La faculté germinative dure de 3 à 5 ans (MONNET et *al.*, 1999).



## 2.5. Cycle de développement :

### ✓ Phase de germination

Les graines lèvent en 4 à 8 jours suivant la température. Elles doivent toutes être sorties de terre au bout de 8 jours, les cotylédons sortis du sol, se sont ouverts et la première paire de feuilles apparaît (HUBERT, 1978).

### ✓ Phase de croissance

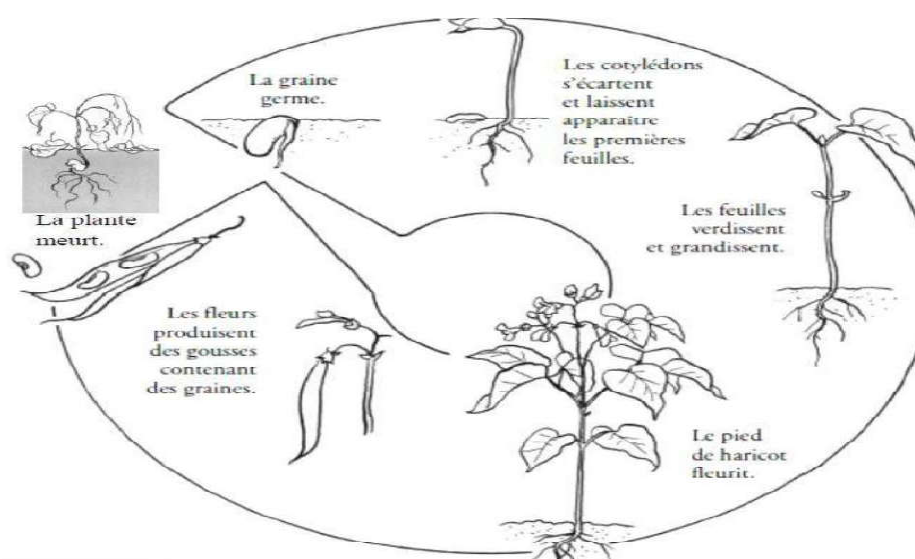
Trois à quatre jours après la levée, les cotylédons commencent à se faner (PITRAT et FOURY, 2003), cinq à six jours après la levée apparaît la première feuille trifoliolée, cinq à six jours après l'apparition de la première feuille trifoliolée apparaît la deuxième, Au bout d'un mois, le pied de haricot possède une dizaine de feuilles trifoliolées et il a atteint sa hauteur définitive de 30 à 40 cm pour les variétés naines (DUPONT et GUIGNARD, 1989).

### ✓ Phase de floraison

Elle débute 3 semaines à 1 mois environ après le semis. Elle dure 1 mois à 1 mois et demi suivant les conditions climatiques. La jeune gousse met une douzaine de jours environ pour atteindre sa taille définitive (LECOMTE, 1997).

### ✓ Phase de maturation

Une fois la taille définitive atteinte, les graines se forment en 15-20 jours. Il faut attendre encore 20 à 30 jours pour que les gousses s'ouvrent d'elles-mêmes, les graines étant mûres. Le cycle végétatif complet du haricot varie entre 75 et 130 jours (LECOMTE, 1997).



**Figure 02** : Cycle de développement de la culture du Phaseolus vulgaris (DIAW, 2002).

## 2.6. Exigences de l'haricot

### ✓ Climat

Selon DIEHL (1975), le haricot demande beaucoup de chaleur, température minimale de germination 11°C. La végétation n'est vigoureuse qu'à partir de 12 à 14°C. Les fortes chaleurs sont nuisibles à la fécondation.

Le haricot gèle dès que la température est égale à - 1°C. Le haricot craint les trop fortes humidités.

### ✓ Sol

Il demande un sol se réchauffant vite, à bonne structure et riche en humus. PH : 5,5 à 6.

Les terres lourdes, humides et les terres sensibles à la sécheresse ne conviennent pas. Les sols les mieux indiqués sont ceux à caractère argilo-siliceux. Eviter les engrais chlorés (HUBERT 1978).

## 2.7. Situation du haricot en Algérie :

Les variétés les plus cultivés en Algérie pour lesquelles l'autosuffisance est atteinte, bien que le pris soit relativement élevé en particulier pour le haricot à écosser sont :

- haricot nain tout : Contender, El Djadida , Molière.
- haricot nain à écosser : Coco de Prague, Pactole.
- Haricot à rame mange tout : Sidi fredj, Blance de juillet.
- Haricot à rame à écosser : Coco de prague.

Selon les statistiques de FAO 2013, Algérie est classe les 40<sup>ème</sup> positions dans le monde pour la production du haricot. Où la production nationale du haricot vert durant les Cinq dernières années est représentée dans le tableau1.

**Tableau 1** : La production nationale du haricot vert pour la période 2009-2013.

Années	2009	2010	2011	2012	2013
Surface cultivée (ha)	8622	8918	9599	9197	10707
Production (tonne)	40121	45096	53487	54581	60787
Rendement (Qx/ha)	46.53	50.56	55.72	59.34	56.77

Source : RAQSTAT, 2013.

Le tableau montre une augmentation de la surface de production du haricot pendant les cinq ans qui trace dans le cadre de projet de MADR pour augmenter la production nationale de cette culture, en parallèle une croissance ascendante de la quantité produite par ha.

Le haricot présente un potentiel de rendement faible et instable comparé à d'autres légumineuses comme le soja. Cela s'explique, en particulier par sa sensibilité aux contraintes biotique et abiotique (geert *et al.*, 2011). Contraintes biotique notamment la présence de pathogène comme l'antracnose, le botrytis, le puceron. Contraintes abiotiques (édaphique et climatique) notamment les hautes températures, la sécheresse la salinité. Une étude menée par le CIAT a montré que 60% des sols où est cultivé le haricot sont carencé en Pi.

### 2.8. Importance de la culture :

La culture du haricot présente deux intérêts : (i) Les gousses sont consommées à l'état frais ;(ii) Les graines à l'état sec, alors que les résidus de culture (tiges, gousses) sont destinés à l'alimentation des animaux.

#### -Nutritionnelle

Les gousses et les graines du haricot sont considérées comme une excellente source d'acides aminés, de vitamines et une bonne source des éléments minéraux ((kentour, 1999). Le tableau 2 montre le potentiel nutritionnel du haricot vert.

**Tableau 2** : Composition nutritionnelle du haricot vert.

Composants	Glucides	Protides	Lipides	Eau	Fibre alimentaire
100g	4.6	2.4	0.20	90	3.0

Source :Kentour,1999.

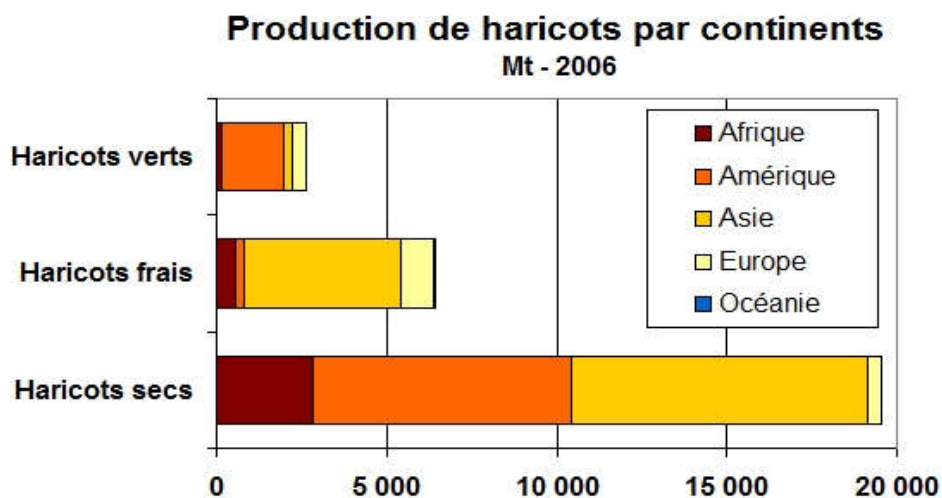
#### -Ecologique

La culture du haricot commun a amené à la sélection des variétés capable de s'adapter aux sols peu fertiles pour satisfaire la demande croissante des populations (Alkama, 2010). Le haricot commun peut S'intégrer dans les systèmes de production biologique qui utilisent la bio-fertilisation. Dans ces systèmes, haricot commun, parmi d'autres légumineuses, est utilisé dans des relations culturales ou associé à d'autre cultures d'autre culture dans le but de limiter la pollution (Canado *et al.*,2003). Il offre une rupture efficace dans le cycle des maladies et des ravageurs des céréales à pailles. Le haricot apporte des masses importantes de résidus fermentescibles pouvant activer la vie microbienne du sol (Abdenour, 1982).

#### -Economique

Le haricot commun est l'espèce économiquement la plus importante et occupe plus de 85% des superficies de ces espèces dans le monde. Il constitue la principale légumineuse alimentaire de plus de 300millions de personnes en Amérique Latin et en Afrique Centrale et de l'Est (Broughton *et al.*, 2003)(figureur 3). Les Etats-Unis, et la Chine sont les plus

grands producteurs de haricots vert avec l'Union Européenne est le premier marché importeur de haricot vert au monde. La superficie exacte plantée en haricots vert est estimée à 3 millions d'hectares (Miklas et Singh,2007).



**Figure 03: Production du haricot par continents (FAO, 2006).**

#### - Intérêt médical du *Phaseolus vulgaris*

Des recherches médicales montrent que les haricots secs offrent des aliments riches en éléments nutritifs. En effet, une portion de 1/3 de tasse de haricots secs cuits fournit environ 80 calories. Les haricots offrent toutefois une valeur d'indice glycémique faible. Autrement dit, les glucides des haricots ne provoquent pas une augmentation aussi rapide du taux de sucre dans le sang que plusieurs autres aliments riches en glucides. Les haricots sont également une bonne source de vitamines B, y compris l'acide folique. Les haricots fournissent aussi les minéraux suivants : le fer, le potassium, le sélénium, le magnésium et même un peu de calcium. Les haricots secs sont aussi de bonnes sources de fibres insolubles, ce qui favorise la santé de l'appareil digestif et soulage la constipation. Les haricots fournissent également des fibres solubles, ce qui peut contribuer à réduire le niveau de lipides dans le sang. Les haricots ne contiennent que de très peu des acides gras et pas de cholestérol du tout. (ANONYME, 2007).

Le haricot commun (*Phaseolus vulgaris*) est l'une des cultures des fabaceae végétales les plus importantes et est classé comme une plante sensible au sel (MAAS et al, 1977). Les légumineuses alimentaires, y compris les haricots, constituent une composante importante des secteurs agricoles des pays en développement en raison de leur capacité à produire de grandes quantités de graines riches en protéines pour la nutrition humaine.

## 2.9. Sensibilité du haricot

La salinité réduit la croissance des plantes de *Phaseolus vulgaris* de 25 %. La concentration de sel de 100 mM affecte négativement l'activité nitrogénase, ainsi que l'activité de la glutamine synthétase et la glutamate synthase. D'autre part, la réduction en N total des plantes n'est pas significative. L'inhibition des enzymes du catabolisme des purines implique la diminution du contenu nodulaire des uréides et l'augmentation des acides aminés. (KHADRI *et al.*, 2001).

Environ 20 à 30% des régions productives de haricot dans le Moyen-Orient sont affectés par salinité de sol (BAYUELO-JIMENES *et al.*, 2002 in GAMA *et al.*, 2007). Sous de telles situations, on s'attend à un faible rendement car le haricot commun est extrêmement sensible à la salinité et enregistre des pertes de rendement dans des sols de moins de 2 dSm<sup>-1</sup> de salinité (LÄUCHLI, 1984 in GAMA *et al.*, 2007)

Chez le haricot, les quatre phospholipides majeurs, appelés : phosphatidylcholine (PC), phosphatidylethanolamine (PE), phosphatidylsérine (PS) et phosphatidylglycérol (PG), ont été analysés. Le contenu de ses phospholipides diminue ou ne change pas comme conséquence sous l'effets du stress salin mais le taux des PC et PE dépend de la concentration du calcium présent dans le milieu (Cachorro *et al.*, 1993)

Dans une étude effectuée sur plusieurs espèces sur le genre *Phaseolus*, la salinité a un effet significatif sur la concentration des tissus en Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup> et Cl<sup>-</sup> et sur leur vitesse d'absorption, en plus de l'effet toxique des concentrations élevée en Na<sup>+</sup> et Cl dans le tissus végétaux, les changements qui se passent dans les conditions de salinité de l'absorption de nutriments semblent contribuer dans la réduction de la croissance. (BAYUELO-JIMENEZ *et al.*, 2003).

Des travaux menés sur la tomate et le haricot sur l'addition d'éléments nutritifs (le fer et des oligoéléments) aux eaux naturelles salines permet de diminuer l'effet de la salinité en favorisant l'absorption hydrique des espèces étudiées. (SNOUSSI *et al.*, 2004).

On a montré que sur des feuilles de *Phaseolus vulgaris* L. que la salinité (100 mM NaCl) du milieu réduit la capacité photosynthétique indépendamment de la fermeture des stomates. En effet, il apparaît que la salinité entraîne une réduction du pool de ribulose-1,5-biophosphate (RuBP) en influençant sa capacité de régénération. La salinité induit également une diminution de l'activité RuBP carboxylase, lorsque le RuBP est limitant, par un mécanisme inconnu, ne faisant intervenir ni l'inactivation de l'enzyme ni la synthèse d'un inhibiteur. (SEEMANN et SHARKEY, 1986)

### III. La phase de germination

#### 1. Définition

La germination est définie par la sortie et le développement, à partir de l'embryon de la semence, des organes essentiels qui, pour l'espèce considérée prouvant l'aptitude de la semence à produire des plantes normales (CHAUX et FOURY, 1994).

La germination désigne l'ensemble des phénomènes par lesquels les plantules, en vie ralentie dans la graine mure, commence une vie active et se développe grâce à l'énergie contenue dans les réserves de la graine (MACIEJEWSKI, 1991).

La germination des graines est un phénomène naturel qui intervient lorsque des semences sont imbibées d'eau dans des conditions favorables de température, d'oxygénation et d'obscurité (BAUMGARTNER et EMONET, 2007).

Le signe visible d'accomplissement de la germination est la sortie de la radicule hors des téguments de la graine (HOPKINS, 2003).

Selon LABBE (2004), la germination se traduit par une activation des activités enzymatiques dans toutes les parties de la graine (embryon et tissus de réserve), conduisant à la croissance de l'embryon et à la constitution d'un germe.

#### 2. Conditions de germination

L'induction de la germination n'est possible que si certaines conditions sont respectées. La germination ne peut avoir lieu que si l'eau, la température et l'oxygène sont assurées.

✓ **Eau** : est évidemment indispensable et doit être disponible dans le milieu extérieur en quantité suffisante (HELLER et al, 2004). L'eau dissout l'oxygène et lui permet d'atteindre l'embryon (CHAUX et FOURY, 1994). L'absorption de l'eau par la semence s'effectue par osmose, au travers du tégument qui, lui-même, plus au moins cellulosique, en retient des quantités importantes (DIEHL, 1975).

✓ **Oxygène** : seul l'oxygène dissous dans l'eau d'imbibition est utilisé par l'embryon pour ces besoins métaboliques. Ce gaz étant très peu soluble dans l'eau.

La germination engage de nombreuses oxydations ; les semences germent dans l'eau courante seulement (DIEHL, 1975).

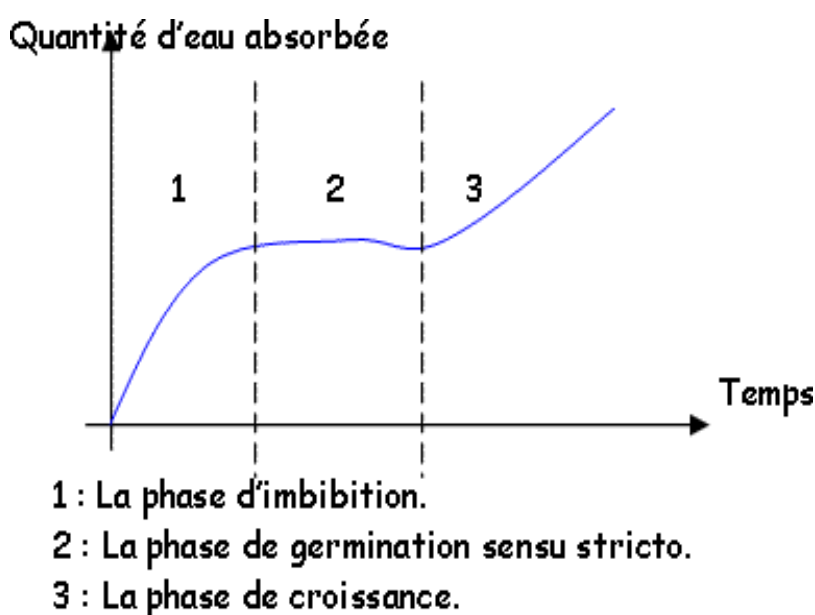
✓ **Température** : Il existe pour chaque plante et chaque phase de végétation des

températures minima, optima et maxima (DIEHL, 1975). Quand la température s'élève, la vitesse de germination croit (GATE et GIBAN, 2003).

### 3. Les phases de germination

La germination débute par une intense absorption d'eau, dont la plus grande partie va à l'embryon, parallèlement, on assiste à une reprise de l'activité métabolique, traduite par une reprise de l'activité respiratoire.

On peut distinguer trois phases de germination :



**Figure 04:** La courbe théorique de la germination (Source: Bio DEUG).

**Phase I :** ou **Phase d'imbibition** ; correspondant à une forte hydratation des tissus, accompagnée d'une élévation de l'intensité respiratoire (HELLER et *al*, 2000). Elle implique un mouvement d'eau dans le sens de potentiel hydrique décroissant (HOPKINS, 2003). Cette entrée d'eau est accompagnée d'une augmentation de la consommation d'oxygène attribuée à l'activation des enzymes mitochondriales (ANZALA, 2006).

**Phase II :** appelée aussi **Phase de germination stricto sensu** ; caractérisé par une stabilisation de l'hydratation et de l'activité respiratoire à un niveau élevé. L'imbibition par l'eau est suivie d'une activation générale du métabolisme de la graine (HOPKINS, 2003).

Durant cette phase, la graine peut être réversiblement déshydraté et réhydraté sans dommage apparemment pour sa viabilité (HELLER et *al*, 2000).

L'hydratation des tissus et des enzymes est totale. L'eau rend mobiles et actives les phytohormones hydrosolubles en stock dans la graine. C'est le cas des Gibbérellines qui sont véhiculées vers la couche à aleurone ou elles vont activer la synthèse d'hydrolases (telles que les  $\alpha$ -amylases, les nucléases et les protéinases) nécessaires à la dégradation des réserves, à la division et l'élongation cellulaire (ANZALA, 2006).

**Phase III** : caractérisé par une reprise de l'absorption d'eau et une élévation de la consommation d'oxygène qui serait due aux enzymes néosynthétisées (ANZALA, 2006), puis très rapidement, on assiste à une reprise des divisions et grandissement cellulaires (HOPKINS, 2003). A ce stade, la déshydratation des tissus cause la mort des semences. La germination est terminée lorsque la radicule émerge les téguments de la graine.

## 4. Types de germination

### a. La germination épigée

La graine est soulevée hors du sol par accroissement rapide de la tigelle qui donne l'axe hypocotyle qui soulève les deux cotylédons hors du sol. La gemmule se développe (après la radicule) et donne une tige feuillée au-dessus des deux cotylédons. Le premier entrenœud donne l'épicotyle. Les premières feuilles, au-dessus des cotylédons sont les feuilles primordiales qui sont d'une morphologie plus simple que les futures feuilles (HELLER et *al.*, 1998).

### b. La germination hypogée

La graine reste dans le sol, la tigelle ne se développe pas et les cotylédons restent dans le sol (HELLER et *al.*, 1998).

## 5. Amidon

### 5.1. Définition d'amidon:

Selon LAFON et al (1996), l'amidon est la principale forme de réserve des glucides contenus dans les amyloplastés, ou temporairement dans les chloroplastés.

On le met facilement en évidence avec de l'eau iodée avec laquelle il donne une coloration bleue.

L'amidon est un glucide complexe (polyoside) de réserve pour les végétaux supérieurs. Il constitue une réserve d'énergie et de nutriment nécessaire pour survivre à la mauvaise saison. Il permet de stocker des nutriments glucidiques dans les cellules sans se dissoudre



dans l'eau (BAYUELO-JIMENEZ et *al*, 2002). Sa formule brute est  $(C_6H_{10}O_5)$  (VALLADE, 2002).

## 5.2. Structure de l'amidon

D'après LAFON et *al* (1996), l'amidon est un glucane ; il est formé de très nombreux maillons glucose ; en fait, il est constitué d'un mélange de molécules d'amylose et d'amylopectine, en proportions variables selon le tissu considéré.

**L'amylose** : est une chaîne linéaire de  $n$  maillons glucose (D-Glucopyranose) liés entre eux par des liaisons  $\alpha$  (1-4),  $n$  varie de 300 à 1000 selon les espèces, de masse molaire voisine de 300 000.

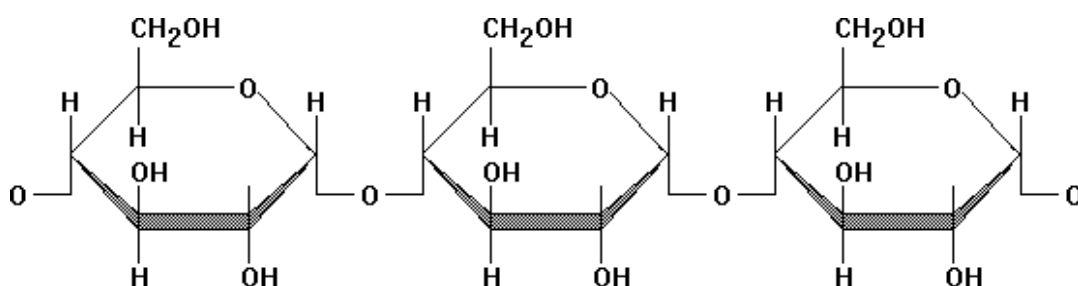
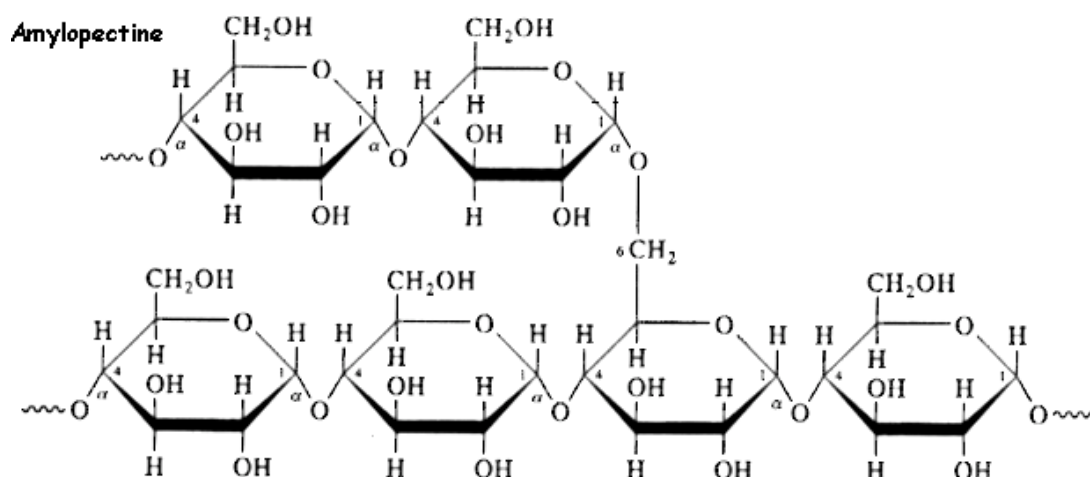


Figure 05 : L'amylose

**L'amylopectine** : est une chaîne ramifiée ; les ramifications sont liées par des liaisons  $\alpha$  (1-6) sur des chaînes de  $n$  unités de D-Glucopyranose liées par liaisons  $\alpha$  (1-4).



**Figure 06 :** L'amylopectine

### 5.3. La dégradation de l'amidon

L'amylase est une enzyme qui a le rôle de rompre les liaisons glucosidiques spécifiques de l'amidon en présence de l'eau. L'amylase joue un rôle important dans la dégradation de l'amidon avec une grande spécificité. On distingue deux catégories d'amylases, les Alpha-amylase et les Bêta-amylase. Les Alpha-amylase sont des enzymes capables de rompre les liaisons  $\alpha$ -1,4 dans les chaînes linéaires de l'amylose et l'amylopectine, mais elle reste incapable de détruire les liaisons  $\alpha$ -1,6. La dégradation de l'amidon avec cette enzyme donne des chaînes avec des unités de glucose différentes dans le nombre (dextrine) et du maltose. Les Bêta-amylases sont des enzymes spécifiques dans l'hydrolyse de l'amylose principalement des extrémités non réductrices et donne du maltose (TEIZ et ZEIGER,2002).

# **Chapitre II**

# **Matriels et Methodes**

## **Objectif de l'expérimentation**

Dans le but de mieux comprendre le phénomène de la salinité et ses impacts sur la vie du végétale. La recherche menée dans la réalisation de ce travail, s'articule essentiellement sur l'effet de la salinité sur le processus de la germination des graines d'haricot (*Phaseolus Vulgaris* L. ), nous désirons, par le présent travail de d'éclaircir les processus, physique de la germination à travers l'évolution de l'imbibition des graines et biochimique par le dosage des sucres solubles comme solutés ( osmoticum).

### **1. Matériel Végétal**

Le matériel végétal utilisé est composé des graines de six génotypes d'haricot (*Phaseolus Vulgaris* L.), Ril 104, Ril 34, Ril 29, Ril 115, Ril 83, et Djadida ayant subies la maturité physiologique et sont de comportement différents vis-à-vis de leur tolérance à la salinité aux stades javelines.



Génotype Ril 104



Génotype Ril 34



Génotype Ril 29



Génotype Ril 115



Génotype Djadida



Génotype Ril 83

**Fig.07** : Les différentes variétés d'haricot

## 2. Site et conditions de l'essai

L'expérimentation, avec toutes ses étapes, a été faite au sein du laboratoire du département des sciences de la nature et de la vie de l'université de Djilali Bounaama de khemis Miliana. L'essai de germination s'est déroulé selon une expérience complètement organisée, avec trois répétitions (R1, R2, R3) et cinq traitements: C0(Témoin), C1, C2, C3, C4. Les semences désinfectées préalablement sont placées sur des rondelles de papier buvard tapissant les boîtes de pétries. Les traitements par les concentrations préparées (Tableau 04) sont faits à partir d'un sel (NaCl), le chlorure de sodium NaCl. Les graines sont imbibées à raison de 200ml de solution chaque 6 heures.

Les graines sontensemencées dans des boîtes de Pétri stérilisées de 9cm de diamètre et 1.3cm d'épaisseur, tapissées de papier filtre, chaque essai porte 150 graines, soit 3 répétitions de 10 graines par boîte de pétri ce ci pour chaque génotype testé, et le tout 900 graines pour l'ensemble des génotypes expérimentés.

On maintient le papier filtre toujours humide, en imbibant à chaque fois que cela est nécessaire (12h ou 48h), en ajoutant 10ml de chaque type d'eau, soit l'eau distillée (Témoin) ou des solutions naturelles ou des solutions salines préparées (BELKHODJA et BIDAI, 2004).Les boîtes sont déposées dans un incubateur réglé à ( $25^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ ) de température (BENKHALED et al, 2003).

On considère qu'une semence a germe lorsque la radicule perce le tégument (COME, 1970 et BAJJI et al, 1998).

Le suivi de test s'est fait quotidiennement et au bout du deuxième jour, nous avons constaté qu'il n'y avait plus de germination pour l'ensemble des traitements, et de ce fait le comptage a été basé sur, la durée de neuf jour pour les graines avec téguments ; qu'elle est diminuée pour les graines sans téguments.

## 3. Méthodologie

### 3.1. Préparation des solutions

Après être assuré de la disponibilité de tout le matériel de labo ainsi que tous les produits chimiques nécessaires à notre expérimentation, on a commencé par préparer les solutions salines apartir de NaCl (tableau 04).

**Tableau 03** : Les milieux de germination avec les différentes concentrations salines

Solutions	Concentrations	NaCl (g.ml <sup>-1</sup> )
1	0meq	0
2	50meq	0,6
3	100meq	1,2
4	150meq	1,8
5	200meq	2,4

### 3.2 Paramètres mesurés

#### 3.2.1. Paramètres morphologiques

##### a-Evolution du poids des graines

Cet essai est basé sur l'évolution de la teneur d'imbibition des graines mises en germination en fonction des différents milieux. La prise de poids des graines est effectuée chaque période de quatre heures le long de la période germination, étalée à 78 heures. Des courbes d'évolution d'absorption d'eau par les graines à partir des différents milieux de germination ont été établies.

**b- La Faculté germinative (le taux final de la germination) :** C'est le pourcentage maximal de grains germés sur le nombre total de grains mis à germer, elle s'exprime en pourcentage (%) selon la formule suivante :

$$FG = (NG / NGG) \times 100 \text{ où}$$

NG: nombre de graines germées. NGG: nombre de graines mises à germer.

##### c- La cinétique de germination

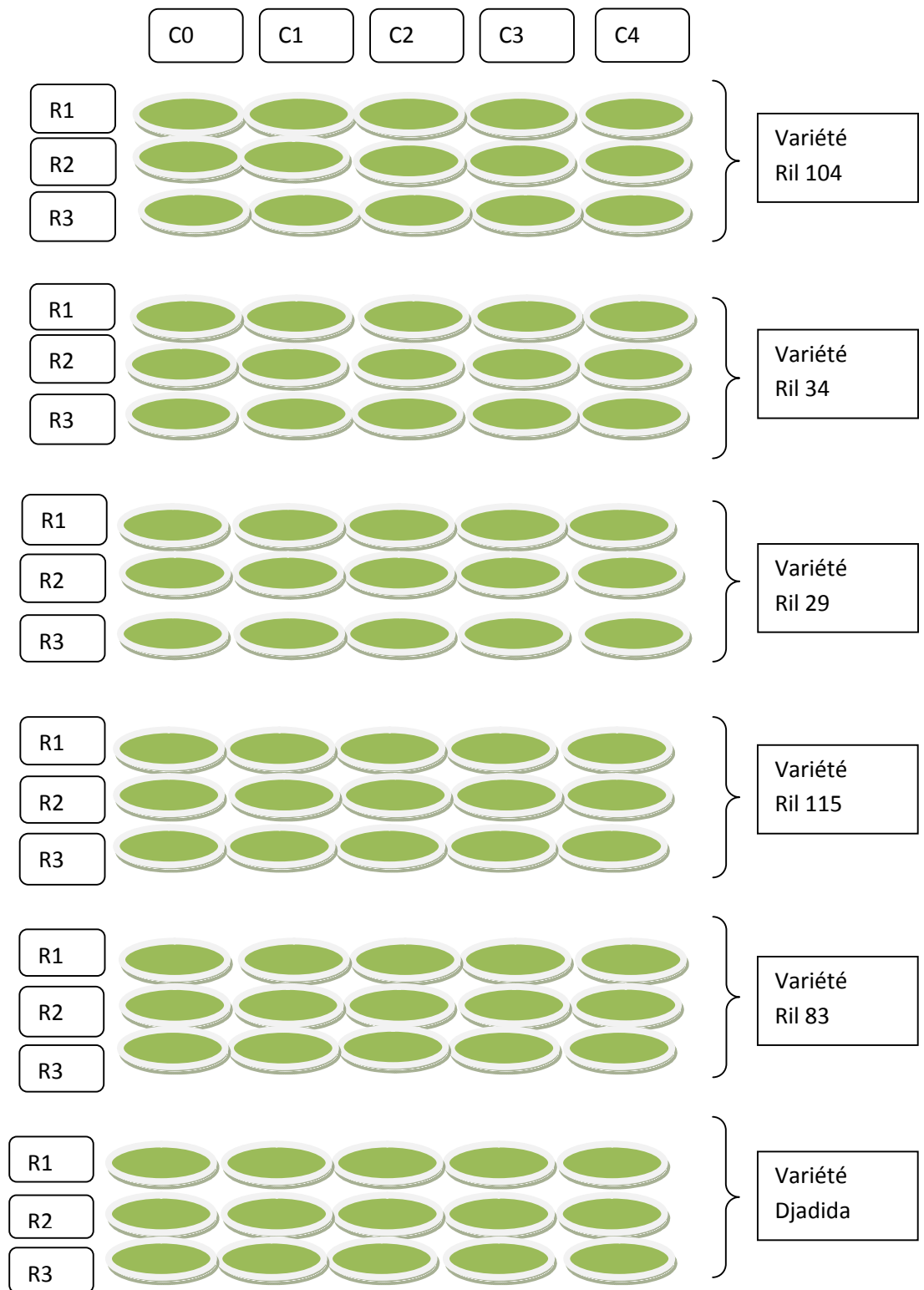
C'est la cinétique d'évolution de la germination, obtenu dans les conditions choisies par l'expérimentateur, il dépend des conditions de germination et des traitements subis par les semences (BELKHODJA et BIDAI, 2004). Ce paramètre est permet de prévoir la vigueur des plantules durant le processus de germination. Elle est donnée par la formule suivante :

$$\text{La cinétique de germination} = \frac{\text{nbre de graines le 1er jour}}{1} + \frac{\text{nbre de graines germées le 2ème jour}}{2} + \dots + \frac{\text{nbre de graines germées le n ème jour}}{n} \quad (5)$$

#### d- L'Allongement des coléoptiles

La longueur de la coléoptile de chaque plantule issue de la germination est mesurée à l'aide d'une règle graduée pour chaque variété et chaque traitement. Les mesures de ce paramètre sont effectuées à partir du 6ème jour de l'expérimentation jusqu'à la fin de l'essai (15ème jour)





**Figure08** : Le dispositif expérimental de l'essai de croissance

### 3.2.2. Paramètre biochimique

#### Dosage des sucres solubles

Les sucres simples (glucose, fructose, et saccharose) sont extraits par un solvant capable de les solubiliser et de bloquer les activités enzymatiques susceptibles de les dégrader (GOMEZ, 2003).

Le principe de la réaction est basé sur la condensation des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique. Ce dernier très concentré transforme à chaud les oses en dérivés furfural qui donne une coloration bleue verte avec l'antrone. Les solutions d'extraction sont dosées par la méthode colorimétrique à 585 nm.

Le matériel végétal prélevé, 100mg, des cotylédons de la graine est introduit dans un tube à essai contenant 5.25 ml d'éthanol à 80%, pendant 20 heures. 2 ml sont prélevés de l'extrait préalablement dilué 10 fois avec l'éthanol 80% (réactif A). 4 ml de réactif composé de 2g d'antrone pur additionné à 1litre d'acide sulfurique (réactif B) sont ajoutés au réactif A. Le réactif B est préparé 04 heures à l'avance avant la réalisation de l'essai. L'ensemble est délicatement mélangé et maintenu dans la glace fondante. Après agitation les tubes sont placés dans un bain-marie à 92°C pendant 8 mn et ensuite le tout est refroidit pendant 30 mn à l'obscurité. L'absorbance est lue au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 585nm et la concentration est exprimée en  $\text{mg.g}^{-1}$  de MS.

#### 4. Traitement statistiques :

Les résultats obtenus ont subit un traitement statistique par l'analyse de la variance avec un seuil de sécurité de 5% à l'aide du logiciel Statisticat 8.

# **Chapitre III**

## **Resultats et Discussion**

## I - RESULTATS

### 1. Paramètres d'évolution du taux d'imbibition

L'analyse de variance des résultats obtenus (Tab.05), indique que les variations de l'évolution du poids des graines sont fortement influencées par la nature des génotypes expérimentés ( $p < 0.01$ ). Le potentiel hydrique des solutions salines adopté influe également et de manière importante sur l'expression et les variations des niveaux d'absorption au cours du temps de la germination ( $p < 0.001$ ). Ceci indique que les génotypes testés expriment des réponses différentes en réaction aux variations des niveaux des potentiels osmotiques adoptés. L'interaction de la nature des génotypes avec les variations du potentiel osmotique de la solution des milieux de germination ne montre aucune distinction significative ( $p > 0.05$ ).

**Tableau04** : L'analyse des résultats d'évolution des poids des graines en (g)

	F	P
Génotypes	5,122	0,000000
Temps	7,621	0,000000
Génotypes*Temps	0,894	0,805678

La lecture des résultats de l'ensemble des génotypes expérimentés et dans les quatre traitements retenus, la prise d'eau par les grains en germination est importante au cours de la première phase du processus. Cette acuité de prise d'eau pendant cette période se limite entre 6 et 30h. On note également une variation dans les niveaux d'absorption d'eau à l'échelle des génotypes expérimentés.

Les résultats moyens obtenus (Fig. 9, 10, 11, 12, 13, 14), exposent une nette prédominance du taux d'imbibition des graines au niveau des témoins Dans la plupart des génotypes par rapport aux potentiels osmotiques appliqués dès le début de germination jusqu'à 78h, en enregistrant une moyenne d'imbibition évaluée à 59.77%. Les réductions du taux d'imbibition, après les 78h, pour les différents traitements par rapport au lot témoin sont estimées à -3.32, -9.21, -11.21 et -29.77% respectivement dans les lots 50meq, 100meq, 150meq et 200meq. Au niveau de même traitement et après les 78h, le génotype Ril34 a inscrit le taux d'imbibition le plus élevé (64.38%), par contre le plus faible taux est détenu par le génotype Ril15 en inscrivant un taux évalué à 53.66%.

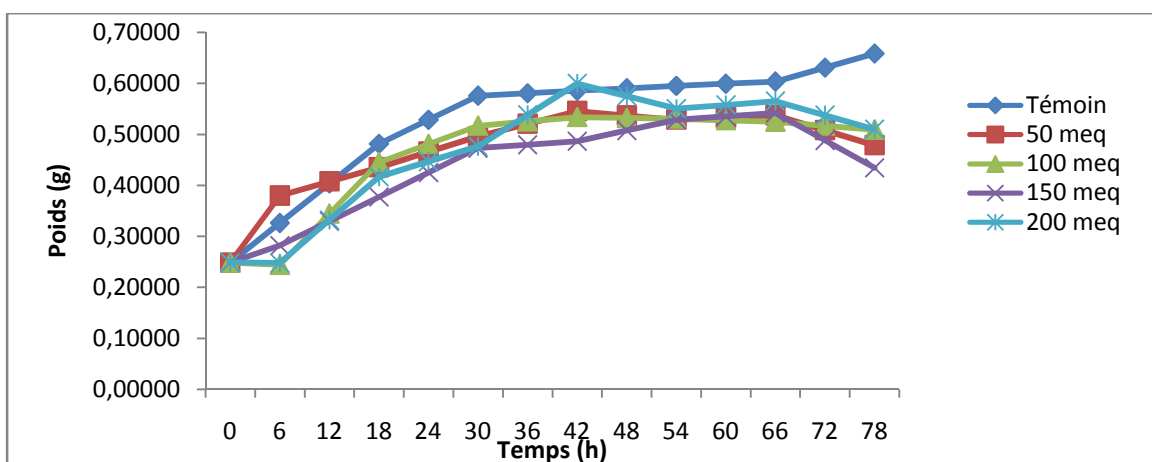
Au niveau du lot conduit avec 50meq, en enregistrant une moyenne d'imbibition évaluée à 51.56%, c'est le génotype Djadida qui a enregistré le taux d'imbibition le plus élevé par rapport aux autres génotypes avec une valeur estimée à 59,11% en évaluant une réduction de l'ordre de 3.32% par rapport au témoin. La variété Ril 115 a indiqué le taux le plus faible (46.09%) dans le même niveau, avec un taux de régression estimé à 14,07% comparativement à son témoin.

Au niveau du lot de 100meq, en enregistrant une moyenne d'imbibition évaluée à 52.38%, c'est le génotype Ril34 qui a enregistré le taux d'imbibition le plus élevé par rapport aux autres génotypes avec une valeur estimée à 58.63% en évaluant une réduction de l'ordre de 13,88% par rapport au témoin. La variété Ril 83 a indiqué le taux le plus faible (47.10%) dans le même niveau, avec un taux de régression estimé à 18,33% comparativement à son témoin.

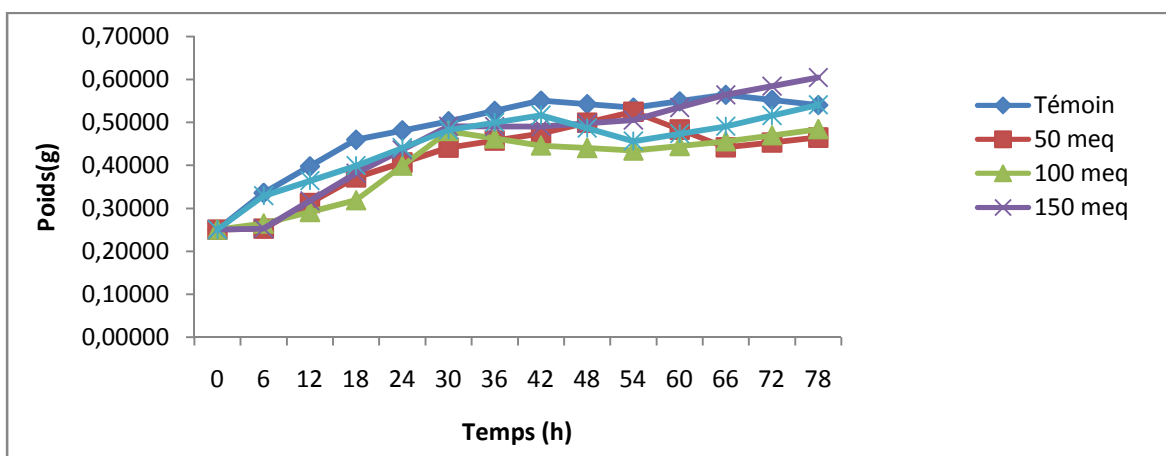
A l'échelle du lot de 150meq en enregistrant une moyenne d'imbibition évaluée à 53.12%, c'est le génotype Ril115 qui a enregistré le taux d'imbibition le plus élevé par rapport aux autres génotypes avec une valeur estimée à 58.56% en évaluant une réduction de l'ordre de -11,82% par rapport au témoin. La variété Ril 29 a indiqué le taux le plus faible (42.79%) dans le même niveau, avec un taux de régression estimé à 34,04% comparativement à son témoin.

Enfin, dans le milieu du stress conduit de 200 meq, en enregistrant une moyenne d'imbibition évaluée à 50.42%, les graines le génotype Ril 104 a inscrit le taux d'imbibition le plus élevé par rapport à ceux des autres génotypes, avec un taux d'imbibition fixé à 54.53%, en indiquant une réduction de l'ordre de 14,32% par rapport à son témoin. A l'opposé, le taux d'imbibition le plus faible a été enregistré par le génotype djadida (43.72%) qui ayant enregistré une réduction de son imbibition estimée à 29,76%.

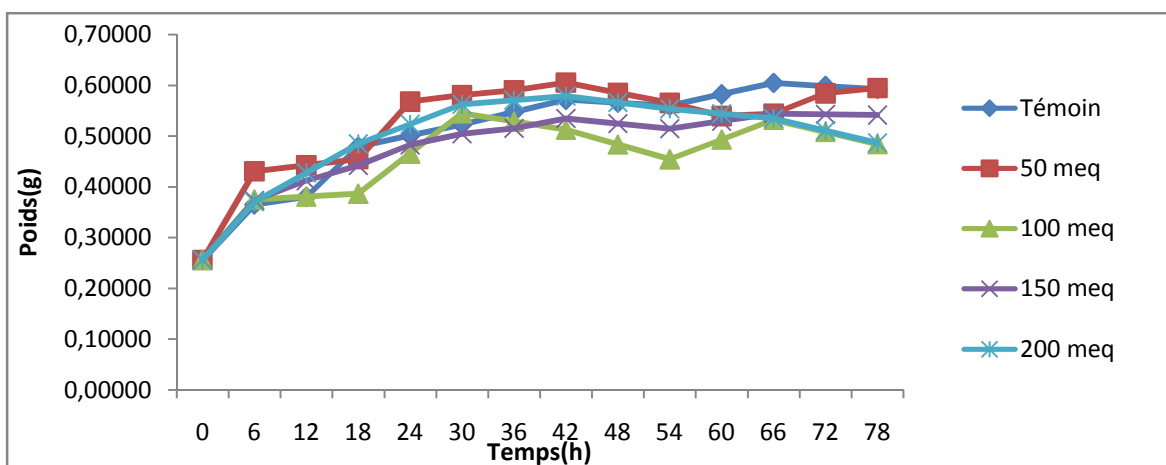
Le génotype le plus affecté par ce stress est celui qui a inscrit un taux de réduction le plus élevé, évalué à 34,04% et exprimé par le génotype Ril 29. Tandis que, le génotype Ril115 s'avère le moins affecté par cet abaissement du potentiel osmotique après 78h, en inscrivant une réduction par rapport au lot témoin (-11,82).



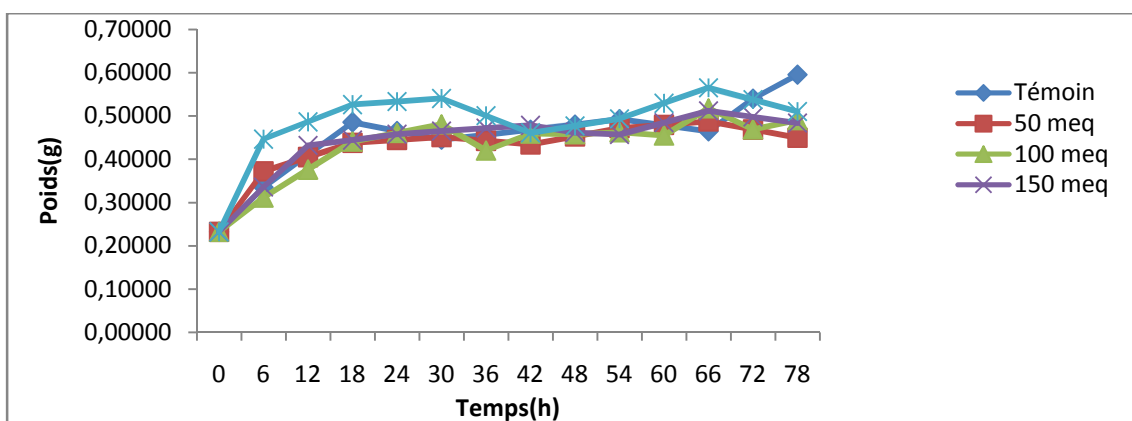
**Fig 09:** L'évolution des poids des graines de Ril 29 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.



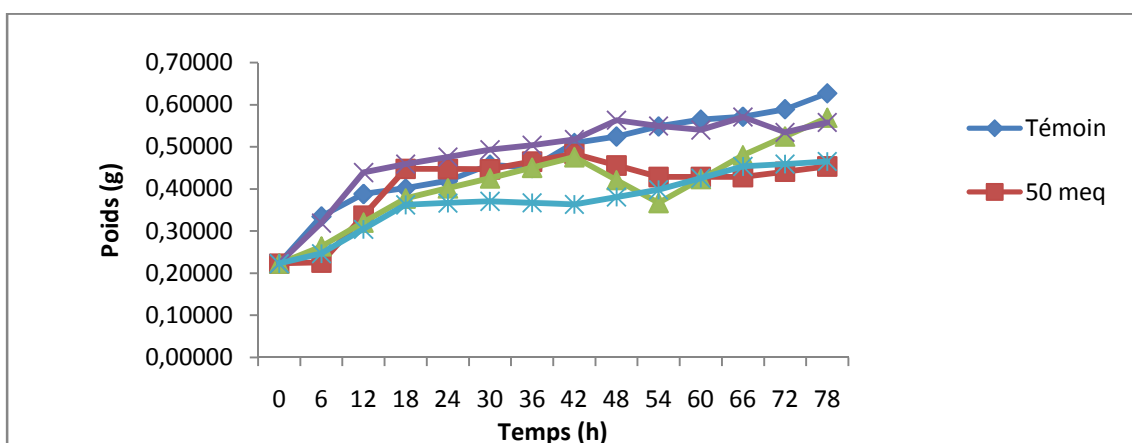
**Fig 10 :** L'évolution des poids des graines de Ril 115 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps



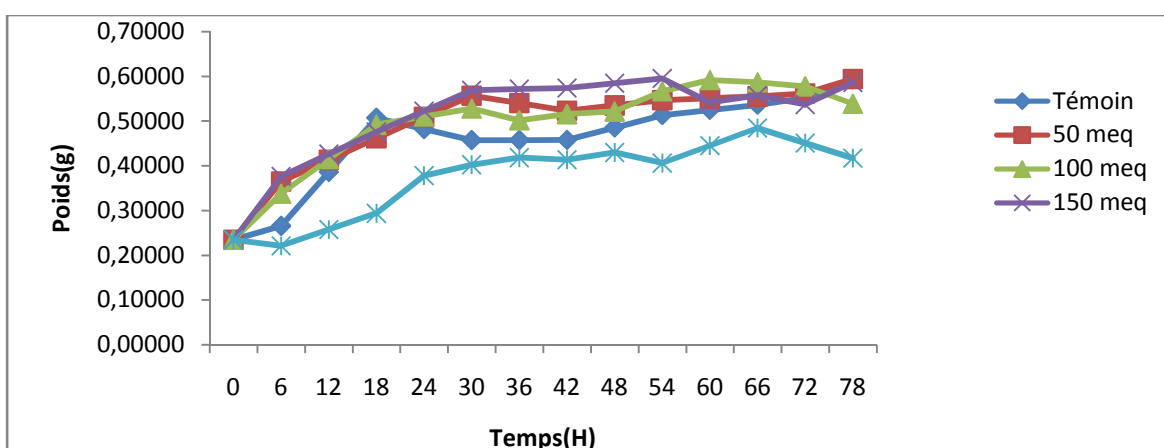
**Fig 11 :** L'évolution des poids des graines de Ril 83 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps



**Fig 12** :L'évolution des poids des graines de Ril 104 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps



**Fig13** : L'évolution des poids des graines de Ril34 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps



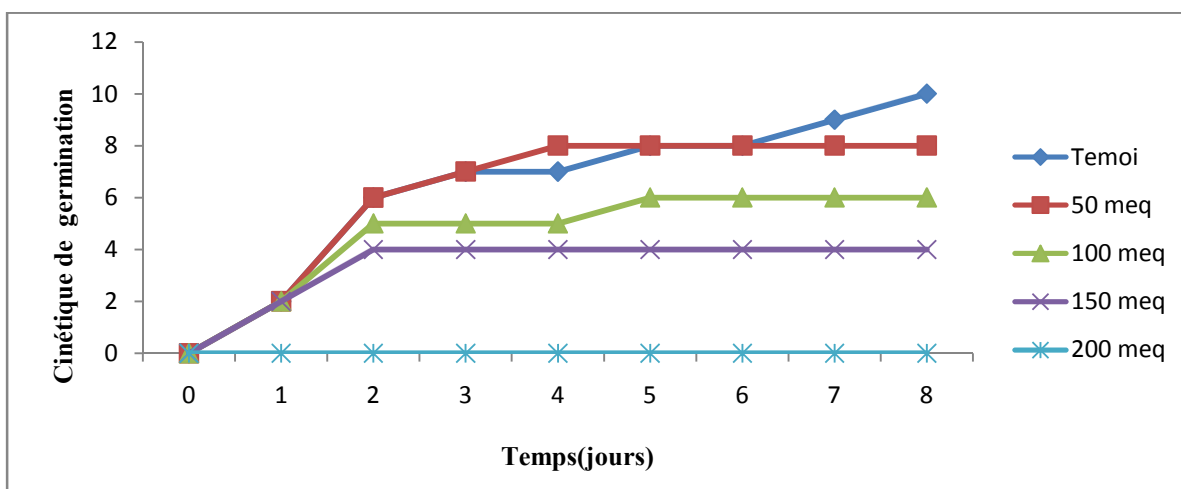
**Fig 14** : L'évolution des poids des graines de Djadida en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps

## 2. La cinétique de germination

Les résultats moyens de la cinétique de germination (fig.15, 16, 17, 18, 19, 20) varient distinctement avec les traitements salins adoptés et les génotypes d'haricot expérimenté. Ainsi, les graines témoin et celles mis en germination des les lots de 50meq sont germés des le premier jour de semis (soit 24h) ou maximum le deuxième de jour (soit 48h) et cela chez l'ensemble des génotypes.

### Le génotypes Ril29

Chez le génotype Ril29, la cinétique de germination s'avère importante chez les graines du lot témoin et 50meq, toutes les graines germé du lot témoin et 9graines germé du lot de 50meq. Les graines traités du lot de 100meq et 150meq de Nacl évoluent lentement et le pourcentage de la germination cesse de progresser après le cinquième jour dans lot de 100meq et dans le deuxième jour pour les graines soumises au niveau du lot de 150meq, 6graines germé dans le lot 100meq et 4 pour le lot 150meq. Tandis que les graines soumises dans le lot de 200meq ne germent pas.

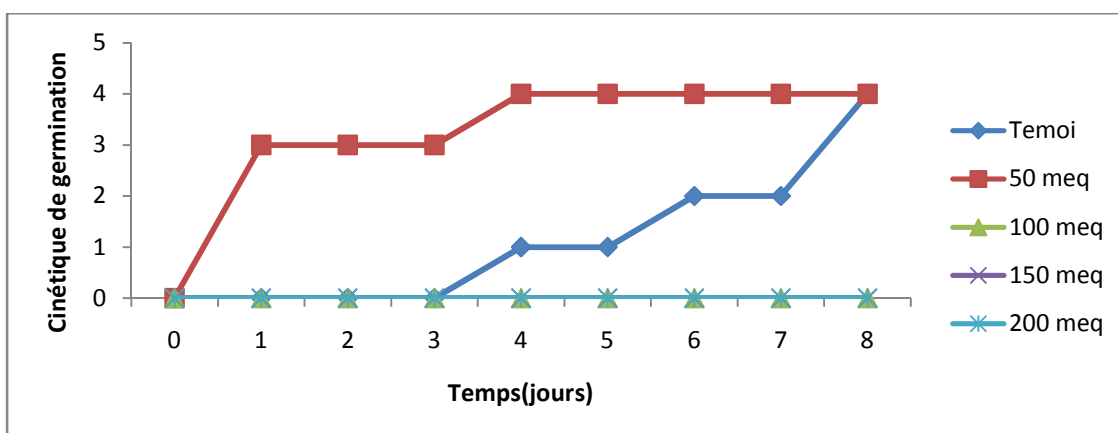


**Fig 15 :** L'évolution de la cinétique de germination chez le génotype Ril 29 en fonction des différentes concentrations salines

### Le génotype Djadida

Chez le génotype Djadida, la cinétique de germination s'avère importante chez les graines du lot témoin et 50meq, 4graines germé dans les deux lots. Alors que, les graines soumises dans le lot de 100meq ,150meq et200meq ne germe pas,



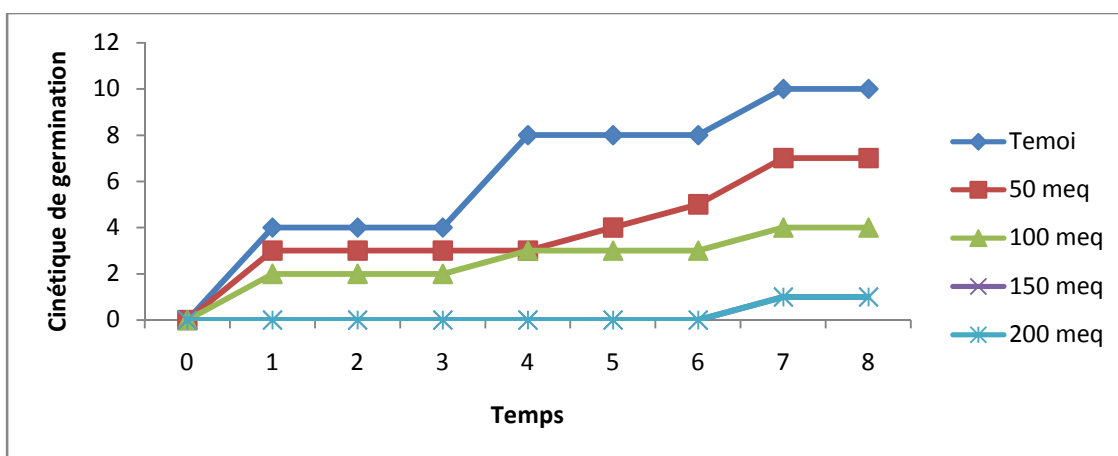


**Fig16 :** La cinétique de germination de génotype de Djadida en fonction des différentes concentrations salines

### Le génotypes Ril104

Chez le génotype Ril104, la cinétique de germination s'avère importante chez les graines du lot témoin et 50meq, 100% de graines germé dans le lot témoin et 7graines germé dans le lot 50meq.

Au niveau du lot de de100meq, on remarque une augmentation lente du taux de graines germées, alors que au niveau du lot de 150 et 200meq de NaCl aucune germination observé que après le septième jour 4 graines germé dans le lot 100meq et 1(une graine) pour le lot 200meq. Tandis que les graines soumis dans le lot de 150meq ne germent pas

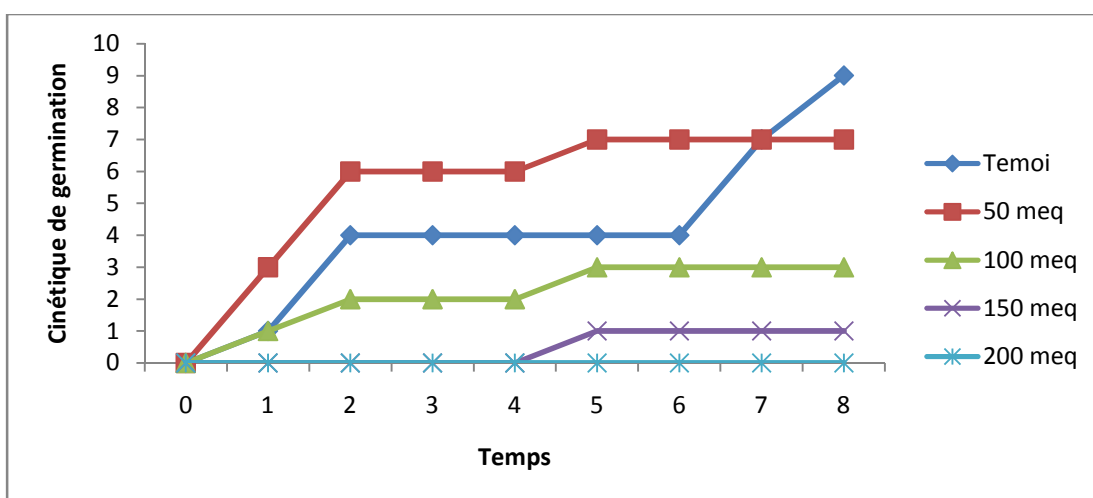


**Fig 17:** La cinétique de germination de génotype de Ril 104 en fonction des différentes concentrations salines

### Le génotype Ril115

Chez le génotype Ril115, la cinétique de germination s'avère importante chez les graines du lot témoin et 50meq. Ainsi, on remarque que le taux que 100% des graines germé dans le lot témoin et 7graines germé dans le lot 50meq

A l'échelle du lot de lot de 100meq et 150meq de NaCl évoluent lentement et le pourcentage de la germination cesse de progresser après le cinquième jour le lot de 100meq et le deuxième pour le lot de 150meq, 3graines germé dans le lot 100meq et 1 dans le lot 150meq. Aucunes graines germées au niveau du lot de 200meq.

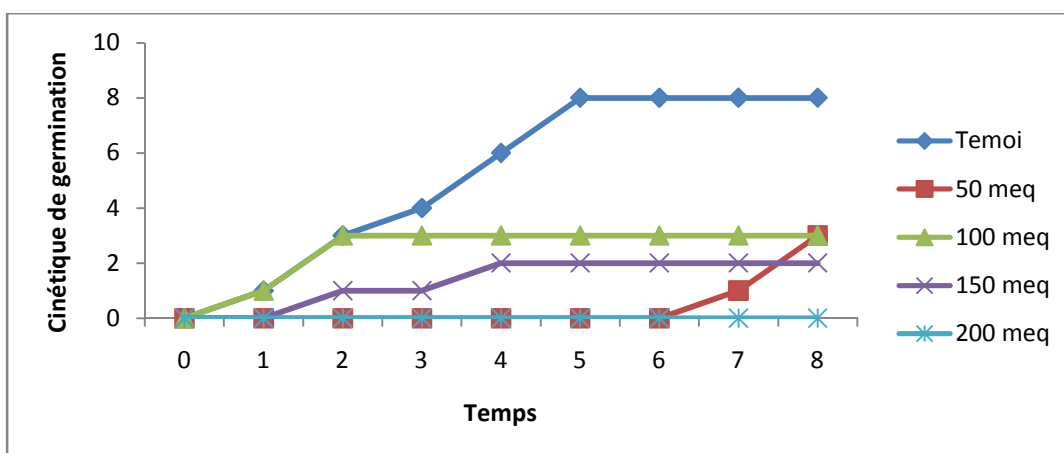


**Fig18 :** La cinétique de germination de génotype de Ril 115 en fonction des différentes concentrations salines

### Le génotypes Ril34

Chez le génotype Ril29, la cinétique de germination s'avère importante chez les graines du lot témoin, 8grainesgerméesdans ce lot.

Les graines traités du lot de50meq, 100meq et 150meq de NaCl évoluent lentement et le pourcentage de la germination cesse de progresser après le deuxième jour le lot de 100meq et le quatrième jour pour le lot de 150meq. Nous avons recensé 6graines germé dans le lot 100meq et4pour le lot 150meq. Alors que les graines soumis dans le lot de 200meq ne germent pas.

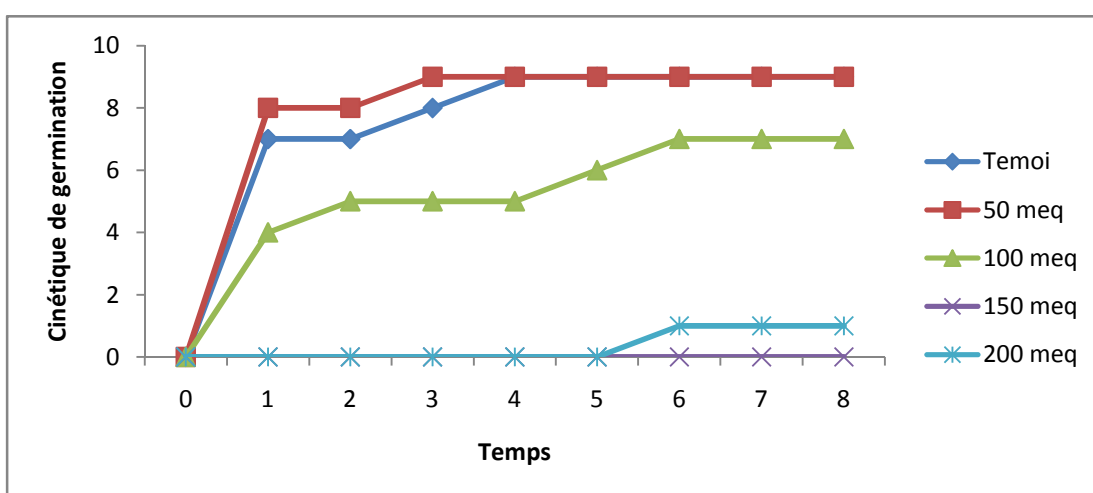


**Fig 19:** La cinétique de germination de génotype de Ril 34 en fonction des différentes concentrations salines.

**Le génotype Ril83**

Chez le génotype Ril29, la cinétique de germination s’avère importante chez les graines du lot témoin et 50meq et 100meq. Ainsi toutes les graines du lot témoins sont germées, 9graines germé du lot de 50meq et 7graines germé dans le lot100meq.

A l’échelle des lots de 150 et 200meq aucune germination observé avant le cinquième jour, après ce temps une graine germé au niveau du lot de 200meq et les graines de lot de 150 meq ne germent pas.

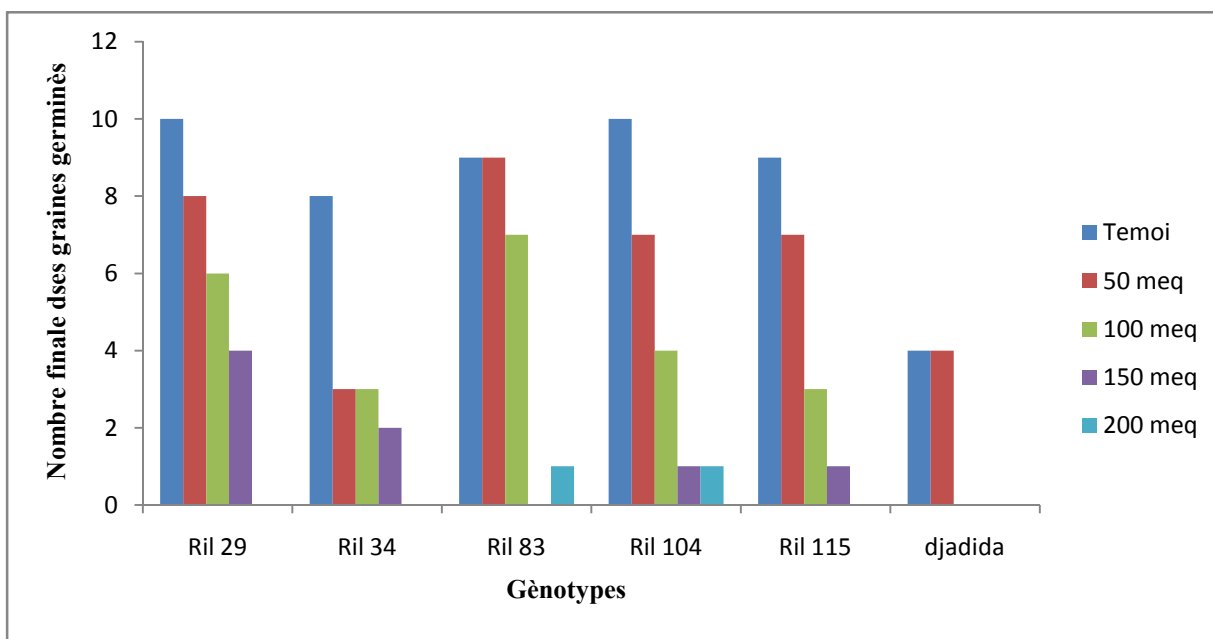


**Fig 20 :** cinétique de germination de génotype de Ril 83 en fonction des différentes concentrations salines

### 3. Effet des traitements saline sur la faculté germinative (le taux final de la germination)

L'effet de la salinité sur la faculté germinative des graines des différents génotypes s'annonce variable en fonction des différentes concentrations salines appliquées et de la nature des génotypes expérimentés.

Les résultats obtenus (Fig.21) indiquent que l'accroissement de la teneur en NaCl au niveau du milieu de germination influe de manière négative sur le taux de germination des graines de l'ensemble des génotypes expérimentés. En effet, au niveau des traitements conduits à 150 et 200meq, la germination se trouve la plus réduite. On note cependant des comportements divergents des différents génotypes testés par leur faculté germinative respective vis-à-vis des variations des teneurs en sels. Ainsi, chez le génotype Djadida on observe une absence totale de la germination des graines dans le lot 50meq, 100meq et 200meq et une absence totale de la germination des graines dans le lot 200meq dans tout les génotypes exception chez le génotype Ril83 et Ril 104 qui germé une graine dans ce lot, estimée dans ce cas par l'apparition et le développement de la radicule.



**Fig 21** : Le taux final de germination des graines en fonction des différentes concentrations salines

#### 4. La longueur de la radicule

L'analyse des résultats obtenus (tab.06) de la longueur de la radicule acquis après germination des graines, révèle que les variations de cette caractéristique s'opèrent d'une manière indépendante de la nature des géotypes conduits ( $p > 0.05$ ). Tandis que les variations des niveaux de la contrainte saline imposé dans les milieux de germination s'accompagnent de nettes oscillations de l'expression de ce paramètre ( $p < 0.001$ ).

L'interaction entre ces deux facteurs ne provoquent aucune modification notable ( $p > 0.05$ ) dans l'élaboration de cette longueur. Cette observation indique que les géotypes testés se sont comportés de manières presque identiques au sein des différents milieux de germination ( $p > 0.05$ ).

**Tableau 05 :** Analyse de la variance des résultats des longueurs des radicules en (cm).

Source de variabilité	F	P
Variété	0,460	0,38
s. saline	9,023	0,000
Variété*s.saline	1,067	0,401

Les résultats moyens illustrés dans tableau 06, montrent d'importances variations de longueur à travers les différents traitements salins.

D'une manière générale, c'est au niveau du lot témoin (0meq) que les valeurs des longueurs sont les plus élevées. Ainsi on note à l'échelle de ce même traitement que les géotypes distingue parmi la variabilité conduite, en inscrivant la plus haut avec  $15,266 \text{ cm} \pm 0,536$  et une autre minimale de  $5,1 \pm 0,493$  donnée par djadida.

Selon ces mêmes, il se démontre que l'intensification de la teneur en NaCl des milieux de germination s'accompagne de manière proportionnelle, par une réduction de l'élongation de la longueur de la racine obtenue par développement de la radicule de l'embryon (fig.22) Cette observation concerne, de manière insensible à la nature des géotypes expérimentés. Néanmoins on not une forte variabilité de cette tendance réductrice parmi les variabilités conduits.

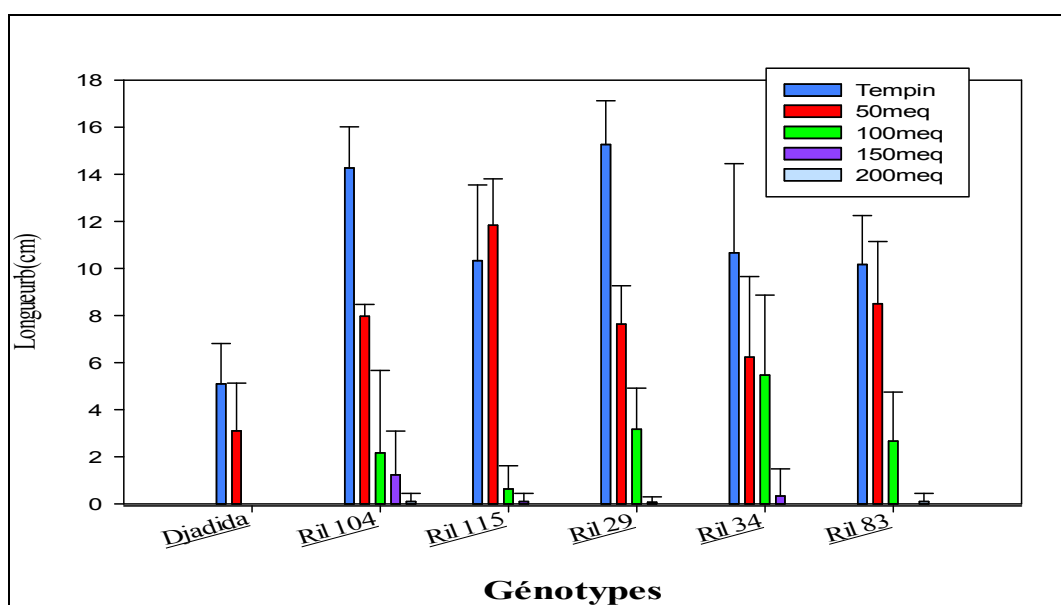
Au niveau des milieux de germination sous contraintes salines équivalentes à 200meq,

aucun croissance de la racine n'a été constaté selon ces conditions. Exceptionnelle dans le génotype Ril104 et Ril83.

**Tableau 06:** Résultats moyens de la longueur des racines.

Variété	Situation saline	Longueur moyenne de la racine en (cm)
Djadida	Témoin	5,10000±0,493288
	50meq	3,10000±0,585947
	100meq	0.000
	150meq	0.000
	200meq	0.000
Ril29	Témoin	15,26667±0,536449
	50meq	7,63333±0,470225
	100meq	3,166667±0,066667
	150meq	0,066667±0,066667
	200meq	0.000
Ril34	Témoin	10,66667±3,000000
	50meq	6,23333±0,987140
	100meq	5,466667±0,982061
	150meq	0,333333±0,333333
	200meq	0.000
Ril104	Témoin	14,26667±6,000000
	50meq	7,96667±0,145297
	100meq	2,166667±1,010500
	150meq	1,233333±0,536449
	200meq	0,100000±0,100000
Ril115	Témoin	10,33333±0,927961
	50meq	11,83333±0,569600
	100meq	0,633333±0,284800
	150meq	0,100000±0,100000
	200meq	0.000
Ril83	Témoin	10,16667±3,000000
	50meq	8,50000±0,763763
	100meq	2,666667±0,600925
	150meq	0.000
	200meq	0.10000±0.10000

Les réductions relatives par rapport aux valeurs inscrites dans le lot témoin, au niveau des traitements salins de 50, 100, 150 et 200 meq sont 39.21 dans le lot 50meq et 100% dans les restes milieux chez le génotype Djadida. Ces dépressions sont de l'ordre de 50.79, 25.99, 56% chez le génotype Ril29. Dans le génotype Ril34, la diminution des longueurs des racicules sont de l'ordre de 41.56, 48.57, 96.87%. Concernant le génotype Ril115 les réductions sont de l'ordre de -14.51, 93.87, 99.03%. Les réductions des élongations des longueurs des racicules au niveau 50, 100, 150, et 200meq par rapport les valeurs enregistrées dans le lot témoin sont de l'ordre 44.15, 84.81, 91.35, 99.29% chez le génotype Ril104. Ces dépression sont de l'ordre 16.39, 73.77, 100, 99.01% dans le génotype Ril 83.



**Fig 22:** L'évolution de la longueur des racicules en fonction des régimes salines appliqués.

### 5. Teneur des graines en sucres solubles

L'analyse des resultants obtenus (Tab.08) démontre que les variations de la teneur en sucres solubles des grains mises en germination, sont grandement conditionnées par la nature des génotypes testés ( $P < 0.05$ ).

La contrainte saline influe également et d'une manière importante, l'expression de ce paramètre ( $P < 0,01$ ). Cependant, il a été constaté que l'augmentation de la teneur en NaCl des solutions salines des milieux de germination s'accompagne d'un accroissement de l'intensité de dégradation des sucres polymérisés en sucres solubles (Fig.23), au niveau des graines ( $r=0,894^{**}$ ).

L'interaction de la variabilité génétique conduite et la contrainte saline pratiquée, semble

provoquer de faibles variations dans l'expression de cette caractéristique ( $P > 0.1$ ). Cette constatation indique que les génotypes testé ont manifesté des comportements faiblement divergents quant à la dégradation des polysaccharides en conditions de contraintes salines des milieux de germination des graines.

**Tableau 07** : Analyse de variance des résultats de la teneur des sucres solubles.

Source de variabilité	F	P
Variétés	9,672	0,005
S, Saline	48,98	0.000
SS .variété	2,042	0,271

Les résultats moyens obtenus de l'évaluation de la teneur en sucres solubles (Tab.08) montrent, chez le génotype Djadida, une évolution des valeurs en fonction de l'accroissement de la salinité des solutions de germination. Les taux, les plus élevés ( $9,17 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,61$ ) sont notés chez les graines soumises à la contrainte saline du niveau de 200meq. Chez le même génotype, le témoin enregistre le plus faible taux de sucres avec  $5,98 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,602$ . Les solutions salines de 50meq, 100meq et 150meq extériorisent des teneurs en sucres à des grandeurs respectifs de  $6,753 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,602$ ;  $7,363 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,602$  et  $8,103 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,602$ .

Une situation similaire a été constatée lors de la germination dans tous les génotypes ; le milieu témoin se caractérise par les plus faibles valeurs de remobilisation des réserves glucidiques, avec une valeur moyenne de sucres solubles, estimée à  $6,47 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,4268$  chez les génotypes Ril29.

Au niveau des traitements soumis à la contrainte saline, les valeurs s'avèrent plus élevées. On relève des données, fluctuantes entre  $7,526 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,611$ ;  $8,286 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,611$ ;  $8,526 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,611$  et  $9,016 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,611$  observées, respectivement à l'échelle des milieux de germination de 50meq, 100meq, 150meq et 200meq.

Dans le génotype Ril34, Les grains germés dans la solution concentrée à 200 meq de sel enregistrent la teneur en sucres solubles la plus élevée  $8,02 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,843$  et le plus faible observés au niveau de milieu témoin de  $5,02 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,997$ . Les solutions salines de 50, 100 et 150 meq enregistrent des teneurs en sucre soluble dans l'ordre de  $5,813 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 1,0785$ ;  $5,946 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 1,384$ ;  $8,526 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,611$ .



On observe une augmentation dans les teneurs des sucres solubles de génotype Ril104. la valeur enregistré dans le milieu témoin est le plus faible de  $5,673 \pm 0,098$  par rapport les autres solutions saline, les valeurs de sucre soluble dans les milieux saline de 50, 100, 150, 200meq sont de l'ordre de  $6,723 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,0981$ ;  $7,483 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,0981$ ;  $7,723 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,0981$ ;  $8,213 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,098$ .

Les mêmes résultats observés chez le génotype Ril115, l'augmentation de la teneur des sucres solubles en fonction de l'accroissement de la salinité des solutions de germination.  $5,456 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,317$  (témoin),  $6,42 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,483$  (50meq),  $7,13 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,569$  (100meq),  $7,536 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,287$  (150meq),  $8,223 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,107$  (200meq).

Le génotypes Ril83 enregistré une évolution dans les teneur de remobilisations des réserves glucidiques, les valeurs augmenté de l'ordre de  $5,303 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 0,676$ ;  $6,036 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 1,326$ ;  $6,646 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 1,326$ ;  $7,386 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 1,326$  jusqu'à  $8,466 \text{ mg.g}^{-1} \text{ MS} \pm 1,326$ .

**Tableau 08:** Le résultats moyens de la teneur des sucres solubles.

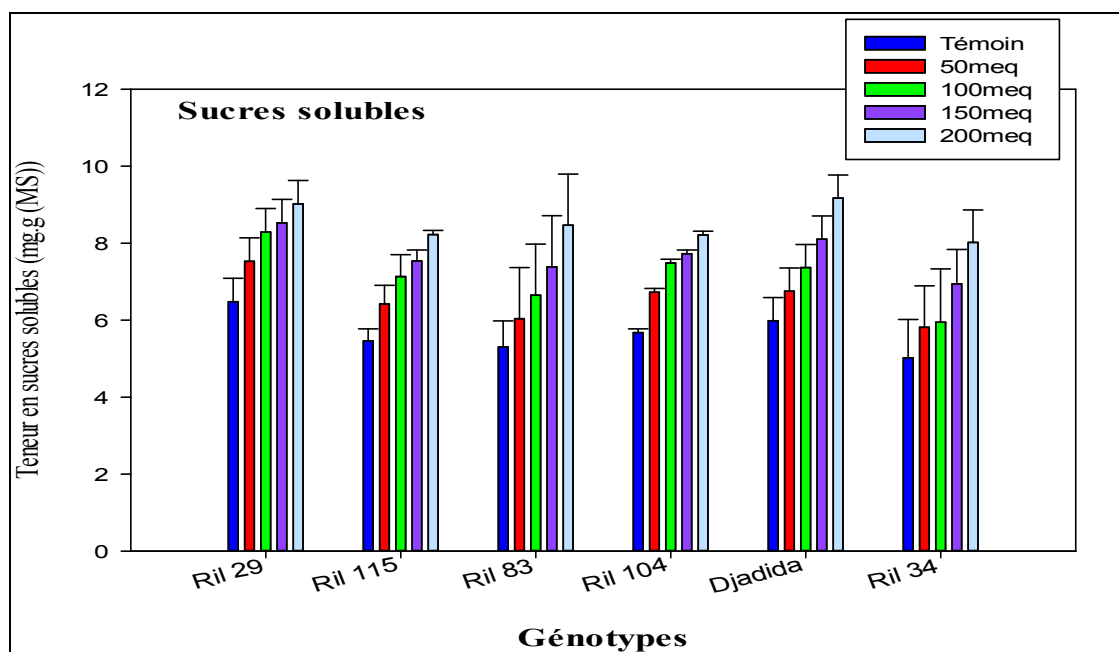
Variétés	S. Saline	Résultats moyens de la teneur en sucres solubles (mg.g MS)
Djadida	Témoin	5,98333333± 0,60277138
	50meq	6,75333333± 0,60277138
	100meq	7,36333333 ± 0,60277138
	150meq	8,10333333 ± 0,60277138
	200meq	9,17000000± 0,60099917
Ril29	Témoin	6,47666667 ±0,61101009
	50meq	7,52666667 ±0,61101009
	100meq	8,28666667 ± 0,61101009
	150meq	8,52666667 ± 0,61101009
	200meq	9,01666667 ± 0,61101009
Ril34	Témoin	5,02000000±0,99714593
	50meq	5,81333333 ± 1,07853295
	100meq	5,94666667 ± 1,38424468
	150meq	6,94000000 ± 0,89420356
	200meq	8,0200000 ± 0,84326745
Ril104	Témoin	5,67333333 ± 0,09814955
	50meq	6,72333333 ± 0,09814955
	100meq	7,48333333 ± 0,09814955
	150meq	7,72333333 ± 0,09814955
	200meq	8,21333333 ± 0,09814955
Ril115	Témoin	5,45666667 ± 0,31785741
	50meq	6,420000 ± 0,48383882
	100meq	7,130000 ± 0,56929781
	150meq	7,53666667± 0,28711206
	200meq	8,22333333 ± 0,10785793
Ril83	Témoin	5,30333333 ± 0,6760424
	50meq	6,03666667 ± 1,32696395
	100meq	6,64666667 ± 1,32696395
	150meq	7,38666667 ± 1,32696395
	200meq	8,46666667 ± 1,32696395

L'accroissement des taux des sucres solubles est constaté de manière aussi marquée et indépendante de la nature du milieu de germination. Ainsi l'augmentation constatée au cours de l'évolution du temps de germination, est plus prononcée dans les milieux régis par une forte application du NaCl. Chez les tous les génotypes.

**Tableau 9** : Taux d'accroissement de sucre soluble en fonction du temps chez les différents génotypes et à différents stress salins.

	Djadida	Ril 29	Ril 34	Ril 104	Ril 115	Ril 83
<b>50meq</b>	11,40%	13,95%	13,64%	15,61%	15%	12,14%
<b>100meq</b>	18,94%	21,84%	15,58%	24,18%	23,46%	20,21%
<b>150meq</b>	26,16%	24,02%	27,66%	26,54%	27,59%	28,20%
<b>200meq</b>	34,75%	28,17%	37,40%	30,9%	33,64%	37,36%

Concernant l'augmentation de la teneur en sucres solubles des graines, constatées au niveau du lot conduit à 200meq par rapport au lot témoin (fig. 23) sont plus importantes chez le variétés Ril34(37,4%), et le plus faible enregistrés chez le génotype Ril29 (28,17%). Les taux de ces accroissements sont de 34,75% et 30,9%, respectivement chez Djadida et Ril104. Alors qu'elles sont de niveaux de 33,64% chez Ril115 et 37,36% concernant Ril83.



**Fig 23:** L'évolution des taux des sucres soluble en fonction des différent traitements salins

## II- Discussion

En Algérie, la production agricole est fortement limitée par plusieurs contraintes abiotiques dont les principales sont la sécheresse et la salinité. Face à ces deux facteurs limitant, toutes tentatives d'amélioration et de sélection des critères impliqués dans l'adaptation et au stress salin s'annoncent parmi les programmes dans la création d'un idéotype.

Présente étude a permis d'apporter des informations supplémentaires pour comprendre la salinité et son impact sur la plante à travers les paramètres mesurés. Elle vise à élucider le comportement physiologique et biochimique des graines du haricot (*phaseolus vulgaris*L.) au cours de la germination en réponse au stress salin. Le comportement germinatif de l'espèce végétale nous renseigne sur sa tolérance durant les stades ultérieurs du cycle de développement (JEFFREY et al. 1985 ; FLOWERS, 2004). A cet effet, nous avons choisi de conduire la germination in vitro où des concentrations croissantes de NaCl (50, 100, 150 et 200meq). L'expérimentation consiste à observer les répercussions de ces différents milieux salins sur les paramètres germinatifs étudiés en comparaison aux graines germées seulement à l'eau distillée.

En termes de comportement physiologique des graines de *phaseolus vulgaris* L. vis- à-vis du stress salin appliqué, il s'est avéré que globalement la germination a été considérablement affectée. Les effets les plus élevés exercés sur les différents paramètres ont été enregistrés sous traitement à 150 et 200 meq de NaCl, appliqués, ce qui signifie que c'est la concentration saline la moins tolérée par les graines de *phaseolus vulgaris* L. pendant leur germination. En d'autres termes, le seuil de tolérance est vraisemblablement en dessous de cette concentration.

Le processus d'imbibition des graines est une étape physiologique, primordiale pour la germination des graines des différentes espèces végétales (JOHANSSON et al, 2000). En pratique, le taux d'imbibition des graines est évalué par la mesure de l'évolution de leur poids. Cette dernière dépend, inévitablement de la quantité d'eau disponible mais elle est grandement conditionnée par la qualité chimique de cette eau (HOPKINS, 2003).

L'imbibition implique un mouvement d'eau dans le sens des potentiels hydriques décroissants, elle est placée sous le contrôle de forces qui s'exercent à la surface de la graine. Elle provoque un gonflement du matériel imbibé, ce qui génère une forte pression

appelée pression d'imbibition. Cette dernière provoque la rupture des téguments et permet l'émergence de l'embryon chez les graines où certains aspects de la dormance sont absents.

Durant ces premières phases de germination, il est admis certainement que le processus d'imbibition se réalise de manière optimale, par une perméabilité membranaire et une expression plus faible du potentiel osmotique, vis-à-vis du milieu de germination. Concernant l'haricot, on note que la perméabilité tégumentaire à l'égard de l'eau est optimale. Toute inhibition d'affluence d'eau lors de l'imbibition serait due inévitablement aux paramètres qualitatifs et quantitatifs de l'eau de germination. En se rapportant aux résultats dégagés lors de cette étude et où la prise d'eau par les graines s'est réalisée de manière efficace au niveau de tous les traitements adoptés, les concentrations de NaCl appliquées n'ont guère altérée la qualité de l'eau de germination. Ceci indique que même l'application de concentration de 200 meq de NaCl, le potentiel osmotique des graines s'est maintenu inférieur par rapport à celui du milieu de germination. Durant la première période de mise en germination (48 heures), aucune différence notable n'est constatée dans l'évolution des poids des graines en fonction des différents traitements salins. Ce résultat se confirme par les travaux de JAOUADI et *al* (2010), ayant réalisé une étude sur la germination des graines d'*Acacia tortilis* et qui a constaté qu'à des concentrations de 22g.l<sup>-1</sup> NaCl, les graines ont manifesté une imbibition optimale.

La cinétique de la germination pour les graines stressées au NaCl présume une forme de tolérance de cette espèce à cette concentration en sel si l'on tient compte des taux de germination enregistrés.

En ce qui concerne la croissance racinaire, l'effet de la salinité s'est manifesté par une réduction de la longueur de la racine comparativement aux racines des graines témoins. Selon GOMES et *al*. (1983), l'émergence de la racine serait contrôlée par l'osmolarité du milieu pendant la germination, alors que la croissance ultérieure de la plantule serait limitée par la mobilisation et le transport des réserves vers l'axe embryonnaire. On qualifie dans ce contexte, la germination des graines par la dernière étape, marquée par la prolifération et la croissance cellulaire engendrant le développement de la racine de l'embryon (SCHIEFELBEIN et *al.*, 1997). Les résultats dégagés de cette étude démontrent que l'apparition de la racine s'est manifestée au niveau des différents milieux de germination sauf dans les lots de 150 et 200meq de NaCl. Ceci prouve que le processus d'absorption d'eau s'est inhibé au niveau de ces concentrations salines. Ceci serait le résultat d'une élévation du potentiel osmotique au niveau des tissus de la graine, provoqué

après sa réhydratation pendant l'imbibition. Le potentiel osmotique ainsi exprimé est supérieur à celui de la solution de ces deux milieux de germination. Ceci se consolide par les résultats obtenus et qui indiquent une nette diminution de l'absorption de l'eau par les graines issues de ces concentrations salines et cela au-delà de la durée de 32 heures après la mise en germination. L'absence de la percée de la radicule serait le résultat d'une faible reprise de la réhydratation des graines de ces deux milieux de germination. Durant cette période la reprise d'absorption d'eau est indispensable aux deux processus conditionnant toute croissance végétative, la multiplication et la croissance cellulaire. Le déroulement de la multiplication et la croissance cellulaire requièrent inévitablement une disponibilité hydrique suffisante en quantité et en qualité (PESSARAKLI, 2001 ; TAIZ et ZEIGER, 2003 ; SCHULZE *et al.*, 2005).

Les effets de la salinité seraient également pressentis lors de la multiplication et la croissance cellulaires responsables de la croissance en longueur de la radicule et par conséquent son apparition hors des téguments de la graine (BAYUELO-JIMÉNEZ *et al.*, 2002). A ce niveau, ces effets seraient d'un ordre osmotique où à cette phase de développement, l'extériorisation des mécanismes de tolérance reste limitée par une faible activité physiologique de la jeune plantule en développement.

Les résultats obtenus pour le dosage des sucres solubles est stimulée par l'accroissement des taux de NaCl au niveau des milieux de germination ( $r=0,768^{***}$ ). Ces résultats prouvent que, les concentrations des sels appliquées, présentent toujours des potentiels osmotiques plus élevés que le potentiel hydrique exprimé par les graines. L'accroissement des teneurs en sucres solubles accompagnant l'augmentation de la teneur en sels des milieux pourrait s'expliquer par une installation des mécanismes d'ajustement osmotique, précoces au niveau des cellules constituant les graines. Différents travaux (BURSSENS *et al.*, 2000) ont démontré l'importance d'accumulation des molécules organiques et notamment les sucres solubles dans l'ajustement osmotique au niveau des cellules soumises aux stress, salin et hydrique. Ces résultats concordent avec les travaux de (GREENWAY et MUNNS, 1980) qui indiquent que la manifestation des mécanismes de tolérance à la salinité par ajustement osmotique, peuvent s'exprimer à différents stades de développement de la plante. L'influence de la salinité sur la disponibilité des sucres solubles, reste tributaire du matériel végétal testé. En effet les résultats obtenus démontrent que la variabilité expérimentée constitue une source de variation dans ce processus métabolique. Cet effet s'avère plus marquant en présence de sels à des teneurs élevées.

L'espèce *Phaseolus vulgaris* présente une variabilité génétique intra-spécifique de tolérance à la salinité aux cours des premières phases de développement de la plante. Ainsi les génotypes expérimentés lors de cette étude présentent des comportements différents vis-à-vis de la contrainte saline, pour l'accomplissement de la phase de germination. Ce résultat indique également que le degré d'imbibition des graines conditionne fortement la vitesse de reprise de l'activité cellulaire et par conséquent la dégradation des polysaccharides.





## Conclusion Générale

Cette étude qui a été conduite dans l'objectif d'évaluer l'effet de l'engrais biologique et chimique sur les caractères morphologiques et biochimiques de *Phaseolus vulgaris*, nous a permis de soulever les conclusions suivantes :

- Les paramètres morphologiques mesurés ont montré une variabilité importante pour les différents traitements testés.
- Concernant l'application des traitements salins sur les paramètres morphologique (évolution des poids, cinétique e germination, le taux final de germination, longueur de radicule), les résultats ont montré une diminution entre les traitements salin et le lot témoin.
- Pour les paramètres biochimiques, nous avons trouvé que les traitements salins ont augmenté la teneur en sucres totaux chez la plante du *Phaseolus vulgaris*.
- La seuil de tolérance dans la plupart des génotypes c'est mois de 100meq.
- Le génotype Djadida est le génotype le plus affecté par le stress salin.

Les résultats auxquels on est parvenus lors de ce travail demeurent forcément parcellaires, nécessitant plus d'approfondissements pour répondre de manière plus prononcée au mécanisme de tolérance à la salinité de cette espèce lors des premiers stades de développement de la plante.

# Reference bibliographies

- **ABAAB A. BEDRANI S., BOURBOUZE A. et CHICHE J., 1995.** Les politiques agricoles et la dynamique des systèmes agropastoraux au Maghreb. In: Les agricultures maghrébines à l'aube de l'an 2000. *Options Méditerranéennes*, (CIHEAM., Montpellier), Sér. B, **14** : 139-165.
- **ABDENOUR H., 1982.** Etude de la fixation d'azote chez quelques légumineuses. Mémoire fin d'études. Ensa, El Harach 72p.
- **AJMAL KHAN N., IRWIN A., SHOWALTER A.M. and SHOWALTER U., 2000.** Effect of salinity on growth, water relation and ion accumulation of the subtropical perennial Halophytes, *Atriplex griffithii* var. *stocksi*, *annals, of botany*, **85** : 225-232.
- **ANONYME a., (2006)** : Extension de la salinisation et Stratégies de prévention et réhabilitation . Conférence électronique sur la salinisation : Organisée et coordonnée par: IPTRID du 6 février au 6 Mars 2006, 20 p.
- **ANONYME., 2007.** Haricot commun. In Wikipédia, l'encyclopédie libre. 5p.
- **ANTIPOLIS S., 2003** :Les menaces sur les sols dans les pays Méditerranéens. Les cahiers du plan bleu, Vol.2 :44-49.
- **ANZALA F. J, 2006** - Contrôle de la vitesse de germination chez le maïs(*Zeamays*) :étude de la voie de biosynthèse des acides amines issus de l'aspartate et recherche de QTLs. Thèse de doctorat ;Université d'Angers ; 148p.
- **ASLOUM H., 1990-** Elaboration d'un système de production maraîchère (Tomate, *Lycopersicum esculentum* L.) en culture hors sol pour les régions sahariennes. Utilisation de substrats sableux et d'eaux saumâtres. Thèse de doctorat, développement et amélioration des végétaux, Université de Nice Sophia- Antipolis : 24- 32.
- **AUBERT G., 1982-** les sols sodiques en Afrique du nord .Cahier O.R.S.T.O.M .Service
- **BAIZE D., 2000-** Guide des analyses en pédologie. 2ème édition. Institut National de la Recherche Agronomique, Paris : 206- 207.
- **BAJJI, M., KNET, J. M., LUTTS, S., 1998** : Salt stress effects on root and leaves of *Atriplex halimus* L.and coorsponding callus. *Plant Sci*:131-142
- **BARRETO M.M., 1983.** Etude expérimentale du développement des racines adventives de la tige de *Phaseolus vulgaris* L. Mémoire de D.E.A. Université de Dakar, Sén., 67p.
- **BAUMGARTNER M. et EMONET E., 2007.** Les graines germées. Haute école de santé Genève. Filière Diététique.

- **BAYUELO-JIMENZ J., Debouch D.G., LYNCH J.P.(2002):** Salinity tolerance in *Phaseolus* species during early vegetative growth. *Crop Science*. Pp.2184.
- **BAYUELO-JIMÉNEZ J.S., GRAIG R. and LYNCH J.P., 2002.** Salinity tolerance of *Phaseolus* species during germination and early seedling growth. *Crop Sci.* 42, 1584-1594.
- **BELKHODJA M. et BIDAI Y., 2004.** La réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Science et changements planétaires / Sécheresse*. Volume 15, Numéro 4. pp331-335..
- **BELL A., 1994.** Plantes à fleurs : la morphologie descriptive et dynamique des plantes à fleurs. Edit. Masson, Paris. 340 P.
- **BEN KHALED A., MORTE GOMEZ A., HONRUBIA M., OIHABI A. (2003):** Effet du stress salin en milieu hydroponique sur le trèfle inoculé par le Rhizobium. *Agronomie*. Vol.23, N°7, pp. 553-560.
- **BEN NACEUR M; RAHMOUNE C; SDIRI H; MEDDAHI M et SELMI M., 2001** – Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés maghrébines de blé ; *Science et changements planétaires. Sécheresse*, Vol. 12, (3) 167-74.
- **BERI V, GUPTA R, 2007.** Acetyl cholinesterase inhibitors neostigmine and physostigmine inhibit induction of alphaamylase activity during seed germination in barley, *Hordeum vulgare* var. Jyoti. *Life Sci* 80: 2386-2388.
- **BEZZALA A., 2005.** Essai d'introduction de l'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels), dans la zone de M'doukel et évaluation de quelques paramètres de résistance à la sécheresse. Université El HADJ LAKHDAR. BATNA. Thèse de Magister 143p.
- **BLUM A., 1996.** Crop responses to drought and interpretation of adaptation. Edit. *Plant growth Regulation*.20,pp.135-148.
- **BOUAOUINA, S., ZID, E. ET HAJJI, M. (2000)-** Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum* L.) .*CIHEAM Options Méditerranéennes*. pp.139-2.
- **BOUCHOUKH I., 2010-** Comportement écophysiological de deux Chénopodiacées des genres *Atriplex* et *Spinacia* soumises au stress salin .p 16- 29- 6 -35*Pédologie* : 1085-1093.
- **BOUDA S., HADDIOUI A., 2011** - Effet du stress salin sur la germination de quelques espèces du genre *Atriplex*. *Revue « nature & technologie »*. N° 05/juin 2011. P 72 à 79.

- **BOUZID S., 2010-** Étude de l'effet de la salinité et de la présence du molybdène sur le comportement écophysologique de deux variétés de plantes de l'espèce *Phaseolus vulgaris* L Thèse magister, Univ Mentouri Constantine. P 6 -9-4.
- **BOYER, J.S. 1982.** Plant productivity and environment. Sciences, New series. **218**, 443- 448.
- **BRISSON N., 2008.** Modéliser la réponse des cultures à la contrainte hydrique avec le model STICS pour comparer des stratégies et anticiper les changements climatiques. Note technique Agroclim INRA Avignon, pp : 9-18.
- **BROUGHTON WJ., HERNANDEZ G., BIAIRE MW. ,BEEBE S.,GEPTS P.and VANDERLCY de J.,2003.**Bean (*phaseolus* ssp.)-Model Food Legumes. Plat and Soil 252 :55-128.
- **BURSSSENS, S., HIMANEN, K., VAN DE COTTE, B., BEECKMAN, T., VAN MONTAGU, M., INZE, D., AND VERBRUGGEN, N. 2000.** Expression of cell cycle regulatory genes and morphological alterations in response to salt stress in *Arabidopsis thaliana*. *Planta* 211: 632–640.
- **CACHORRO P., ORTIZA A., CERDA A. (1993):**Effects of saline stress and calcium on lipid composition in bean roots. *Phytochemistry* vol. 32, n o 5, pp. 1131-1136.
- **CALU G., 2006.** *Arabidopsis thaliana* et *Thellungiella halophila*, plantes modèles dans l'étude du stress salin, in *Spectro Sciences*.
- **Canado IC., Doussinague C., Villena E., 2003.** *Tecnicien en agriculture*. Ed. Culturel S.A.,Madrid. 519p.
- **CHAUX C. et FOURY C., 1994.** Maitrise des facteurs de production, qualité et traitement des semences, mise en culture par semis en place in *Production légumière*. Tome 1- Généralité. Tec et Doc. Lavoisier. pp277-431-445..
- **CHINNUSAMY V., ZHU J. et ZHU J.K., 2006.** Gene regulation during cold acclimation in plants. *Physiologia Plant arum*. Vol. 126, n° 1. 163 p.
- **CÔME D., 1970** - Les obstacles à la germination. Ed. Masson et Cie.162 p.
- **DIEHL R., 1975.** *Agriculture générale : Technique saisonnière de la production végétale*. 2<sup>eme</sup> édition. pp 275- 286- 290.
- **DIETRECH W., WILLIAM EN.,2005.** *Nitrogene Fixation In Agriculture, Forestry, Ecology, and the Environment*, Springer. 4.

- **DOUAOUI, A. ET HARTANI, T., 2008-** Impact de l'irrigation par les eaux souterraines sur la dégradation des sols de la plaine du Bas-Chellif. Scientific commons. Vol. 2, no3, p. 9.
- **DUPONT F., GUIGNARD J.L., 1989.** Haricot nain (Bulletin des variétés). Edit. Masson. Collection :Abrégés pharma. Paris. 510P.
- **F.A.O., 1988.** Programme de coopération technique. Programme de développement des productions fourragères et de l'élevage. Rapport de synthèse, 45p.
- **FAO., 2004** – Perspectives de l'alimentation n°2. Une production mondiale, Département économique et social.
- **FLOWERS T.J., 2004** – Improving salt tolerance. Journal of Experimental Botany. 55, 307–319.
- **GAMA P.B.S., INANAGA S., TANAKA K., and NAKAZAWAR., 2007.** Physiological response of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings to salinity stress. African Journal of Biotechnology Vol. 6 (2), pp. 079-088.
- **GARG AK., KIM JK., OWENS TG., RANWLA AP., CHOI YD., KOCHIAN LV. And WURJ., 2002.** Trehalose accumulation in rice plants confers high tolerance levels to different abiotic stresses. *Proceedings of the national Academy of Sciences, USA*, 99 : 15898-15903.
- **GATE P. et GIBAN M., 2003.** Stades du blé. Ed. Paris, ITCF. 68p.
- **GEERT P.,TOUSSAIN A., MERGEAI G., BAUDOIN J.P.,2011.***Phaseolus* immature embryo rescue technology. Méthode *In* moloculaire Clifton. 117p.
- **GEPTS P., 1990.** Biochemical evidence bearing on the domestication of *Phaseolus* (Fabaceae) beans. *Econ. Bot* 44.38.
- **GIBault G.,1896.** étude historique sur le haricot commun (*phaseolus vulgaris*) . Journal de la Société nationale d'horticulture de France,659-673.
- **GIRAUD C., MOUGEL S. (2008).** Le couple à l'heure de l'individualisme, Problèmes politiques et sociaux 948.
- **GOMES F.E., PRISCO J.T., CAMPOS F.A.P. et FILHO E.J., 1983** - Effect of NaCl salinity in vivo and in vitro ribonuclease activity of *Vigna unguiculata* cotyledons during germination. *Plant Physiol.* 59, 183-188.
- **GOUNY, P. et CORNILLON, P. (1973).** La salinité, aspects théoriques, modes de contrôle. *PHM-Revue Horticole*, 142 : 3-7.

- **GOUST J. et SEIGNOBOS F., 1998.** Le haricot. Edit. Arles : Actes Sud, Paris. 92P.
- **GREENWAY, H., and MUNNS R., 1980.** Mechanisms of salt tolerance in non-halophytes. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* **31**:149–190.
- **GREENWAY,H.,and MUNNS R.,1980.** Mechanisms of salt tolerance in non halophytes. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* **31**:149–190.
- **GREGORY B., 2005.** Ecophysiologie de semis de conifères ectomycorhizés en milieu salin et sodique. Thèse doctorat (Ph.D) en science forestière. Université Laval, Faculté de foresterie et géomatique.
- **GUO W.J. et DAVID HO T.H., 2008.** An abscissic acid induced protein, HVA22, inhibits Gibberellin –Mediated Programmed Cell Death in Cereal Aleurone Cells. *Plant physiol.* **147**, 1710-1722.
- **HAJLAOUIL H., DENDEN M. et BOUSLAMA M., 2007.** Etude de la variabilité intraspécifique de tolérance au stress salin du pois chiche (*Cicer arietinum* L.)au stade germination. *TROPICULTURA*, 25, 3, 168-173.
- **HAOUALA F., FERJANI H ., BEN EL HADJ S., 2007** - Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> et Ca<sup>2+</sup>) et du chlore (Cl<sup>-</sup>) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais et du chiendent. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 11 (3) ,235 - 244.
- **HAOUALA F., FERJANI H. et BEN EL HADJ S., 2007**-Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> et Ca<sup>2+</sup>) et du chlore (Cl<sup>-</sup>) dans les parties aériennes et les raciness du ray-grass anglais et du chiendent. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*11(3), 235–244.
- **HASSANI A; DELLAL A; BELKHODJA M et KAID- HARCHE M., 2008** - Effet de la salinite sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum Vulgare*).*European Journal of Scientific Research.* ISSN 1450-216X Vol.23 No.1, pp.61- 69
- **HELLER R., ESNAULT R. et LANCE C., 2000.** Physiologie végétale II. Développement. Ed Dunod. Paris. pp64-260.
- **HELLER R., ROBERT E., CLAUDE L., 1998.** Physiologie végétale. 1 Nutrition Edit. Dunod, paris 322 p.
- **HELLER R; ESNAULT R et LANCE C., 2004** - Plant Physiology 1 Tome I. Nutrition. Dunod, Paris, Pages: 350.

- **HOPKINS W. G., 2003** – Physiologie végétale. Traduction de la 2<sup>ème</sup> édition américaine par SERGE R. Ed. De Boeck ; p. 66-81 ; 309-362.
- **HUBERT P., 1978-** Recueil de fiches techniques d'agriculture spéciale à l'usage des lycées agricoles à Madagascar Antananarivo, BDPA.
- **INRA, 2001.** Research and Innovation. Food, Environment, Agriculture and Society.
- **JABNOUNE M., 2008-** adaptation des plantes au stress Salin : caractérisation de la transporteur de sodium et potassium de la famille HKT chez le riz .Thèse doctorat, univ Montpellier II.
- **JEFFREY R., SEEMANN J., CHRISTA C., 1985** - Effect of salt stress on the growth, ion content, stomatal behaviour and photosynthetic capacity of a salt-sensitive species, *Phaseolus vulgaris* L. *Planta* 164: 51–162
- **JOHANSSONI, KARLSSONM, JOHANSSONU, LARSSONC, KJELLBOMP.2000.** The role of aquaporins in cellular and whole plant water balance. *Biochem Biophys Acta* 1465:324-342.
- **JONES JR, QUALSET CO. (1984).** Breeding crops for environmental stress tolerance in applications of genetic engineering to crop improvement. Eds. Collins G B. and Petolino J G. Martinus Nijhoff, Junks publishers pp. 305-340.
- **KELLER F et LUDLOW M.M., 1993** - Carbohydrate metabolism in drought – stressed leaves of pigeonpea (*Cajanus cajan*). *J exp Bot* (44) 1351-1359.
- **KENTOUR S., 1999.** Contribution à l'étude des propriétés des graines du haricot dolique (*Vigna unguiculata* L. walp) au cours d'un essai à l'ITMA deboukhalfa.
- **KHADRI M., PLIEGO L. SOUSSI M., LLUCH C., OCANA A. (2001) :** Ammonium assimilation and ureide metabolism in commonbean (*Phaseolus vulgaris* ) nodules under salt stress. *Agronomy*. 21, 635-643.
- **KLEINM.A.,SEKIMOTOH.,MILNERM.J.andKOCHIANL.V.,2008.** Investigation of heavy Metal Hyper accumulation at the Cellular Level : Development and Characterization of *Thlaspi caerulescens* Suspension Cell Lines. *Plant Physiol*. **147** : 2006-2016.
- **LABBE M., 2004.** Ces étonnantes graines germées. Auvers sur oise : Labbé. Revues succinctes de livres et d'essais (critiques).
- **LAFON J.P., THRAUD-PRAYER C. et LEVY G., 1996.** Biochimie structurale in Biologie des plantes cultivées. Tome 1 : Organisation physiologie de la nutrition. 2<sup>ème</sup> édition. Tec et Doc. Lavoisier.102



- **LANGRIDGE P., PALTRIDGE N. et FINCHER G., 2006.** Function algenomics of abiotic stress tolerance in cereals. *Brief Funct Genomic Proteomic*\_ 4(4):343-54.
- **LEAKEY ANDREW D.B, URIBELARREA M., AINSWORTH E.A., NAIDU S.L., ROGERS A., ORT D.R. and LONG S.P., 2006.** Photosynthesis, Productivity and Yield of Maize are not Affected by Open-Air Elevation of CO<sub>2</sub> Concentration in Absence of Drought. *Plant Physiol.* 140: 779-790.
- **LEVITT J., 1980.** Responses of plants to environmental stresses : water, radiation, salt and other stresses. Academic Press, New York. pp 365-488.
- **LUHUA S., CIFTCI-YILMAZ S., HARPER J., CUSHMAN J. and MITTLER R., 2008.** Enhanced Tolerance to Oxidative Stress in Transgenic Arabidopsis Plants Expressing Proteins of Unknown Function. *Plant Physiol.* 148 :280-292.
- **LUTTGE U., KLUGE M. et BAUER G., 2000.** La nutrition minérale des plantes; croissance, développement, sénescence et mort in *Botanique*. Tec et Doc. LAVOISIER. pp 449-451-501- 512.
- **MAAS E.V. HOFFMAN G.J., 1977.** Cropsalt tolerance Current assessment. *J. Irrig. Drain.*103, 115–134.
- **MACIEJEWSKI J., 1991.** Semences et plantes ; Agriculture d'aujourd'hui. Tec et Doc.5
- **MAILLARD J., 2001 :** Le point sur l'Irrigation et la salinité des sols en zone sahélienne. Risques et recommandations. Handicap International. Novembre 2001, 34p.
- **MALLEK-MAALEJ L; BOULASNEM F et BENSALÉM M., 1998** - Effet de la salinité sur la germination de graines de céréales cultivées en Tunisie. *Cahiers Agricultures*, (2) 153-6.
- **MERMOUD A ., 2006 :** Cours de physique du sol : Maîtrise de la salinité des sols. Ecole polytechnique fédérale de lausanne, 23p.
- **MERRIEN A., GRANDIN L., (1990).** Comportement hydrique du tournesol :Synthèse des essais « irrigation » 1983-88.In *Le tournesol et l'eau* (Edt. R. Blanchet et A. Merrien), pp.75-90. Cetiom Pub., Paris.
- **MOHOUCHE B et BOULASSEL A., 1999-** Contribution à une meilleure maîtrise des pertes en eau d'irrigation et de la salinisation des sols en zones arides .*Recherches Agronomiques*.15-23.I.N.R.A.Alger.

- **MONNET Y., PIGEON M. et THIBAUT J., 1999.** Produits phytosanitaires autorisés à la vente : cultures légumières et fraisier. Edit. NRA, Paris, 330 p.
- **MONNEVEUX P., THIS D., 1997.** La génétique face au problème de la tolérance des plantes cultivées à la sécheresse : espoirs et difficulté. *Sècheresse*, 8 (1).
- **MUNNS R et RAWSON H.M., 1999:**Effect of salinity on salt accumulation and reproductive development in the apical meristem of wheat and barley. *Aust. J. Plant Physiol.* pp459-464.
- **MUNNS R., 1993-** Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogma and hypotheses. *Plant, Cell and Environment* 16: 15-24.
- **NDEYE THIORO D., 2000-** Evaluation au champ et en, conditions de salinité des performances agromorphologiques et physiologiques de lignées de riz *Oryzasativa* L. cultivar 1 Kong Pao (IKP) sélectionnées in vitro en présence de sel. Thèse de doctorat de 3e cycle, Univ cheikh antadiop de dakar. P 2.
- **ORCUTT D.M. et NILSEN E.T., 2000.** The physiology of plants under stress. New-York, John Wiley and Sons, Inc. pp128.
- **OUKARROUM A., 2007.** Vitalité des plantes d'orge (*Hordeum vulgare*L.) en conditions de stress hydrique et thermique analysée par la fluorescence chlorophyllienne. Thèse doctorat. Université De Genève.
- **PARIDA A.K. et DAS A.B., 2005.** Salt tolerance and salinity effect on plants: review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. Vol.60, pp. 324-349.
- **PERON J.Y., 2006.** Références productions légumières (2° Éd.). Edit. Librairie GERMER BAILLIERE et CIE, Paris, 650p.
- **PESSARAKLI M., 1991-** Formation of saline and sodicsoils and their reclamation. *J. Environ. Sci. Health*26, 1303-1320.
- **PHILLIPS R.; RIX M. et GOUTIER J., 1994.** Légumes. Edit. La Maison Rustique, Paris. 269p.
- **POPOVA L.P., STOINOVA Z.G. et MASLENKOVA L.T., 1995.** Involvement abscissic acid in photosynthetic process in *Horddeum vulgar* L. during salinity stress. *J. Plant growth. Regul*14,211-218.
- **PREVOST P., 1999.** Les bases de l'agriculture moderne (2<sup>ème</sup> Ed.). Edit. TEC et DOC. Paris. 254 p.

- **RHOADES J.D., KANDIAH A., MASHALI. A.M., 1992.** The use of saline waters for crop production. FAO Irrigation and drainage paper 48.
- **ROGERS A., ORT D.R. and LONG S.P., 2006.** Photosynthesis, Productivity and Yield of Maize are not Affected by Open-Air Elevation of CO<sub>2</sub> Concentration in Absence of Drought. *Plant Physiol.* **140** : 779-790.
- **RUBIO S., LYNNE W.T.R., GRAHAM L.I.A. and RODRIGUEZ P.L., 2008-**The Coenzyme A Biosynthetic Enzyme Phosphopantetheine Adenylyltransferase Play a Crucial Role in Plant Growth, Salt/Osmotic Stress Resistance, and Seed Lipid Storage. *Plant Physiol.* **148**: 546-556.
- **SANTIAGO L.S., LAU T.S., MELCHER P.J., STEELE O.C., AND GOLDESTINE G., 2000-**Morphological and physiological responses of hawaiian Hibiscus tiliaceus populations to light and salinity, *Int.J. Plant Sci.* **161**: 99-106.
- **SCHIEFELBEIN, J. W., MASUCCI, J. D., AND WANG, H. 1997.** Building a root: The control of patterning and morphogenesis during root development. *Plant Cell* **9**: 1089–1098
- **SCHULZE E.D., BECK E. and MULLER-HOHENSTEIN K., 2005.** Plant ecology. Edition Springer. Berlin- Heidelberg. 692p.
- **SEEMAN J. R., SHARKEY T. D. (1986):** Salinity and nitrogen effects on photosynthesis, ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase and metabolite pool sizes in *Phaseolus vulgaris* L. *Plant physiology* Vol. **82**, N o **2**, pp. 555-560.
- **SINGH S.P., 1999.** Improvement of small-seeded race Mesoamerica cultivars. In: Singh, S.P.ed. Common bean improvement in the twenty-first century. Kluwer Academic Publishers. Growing on freely drained soils of pH 6.5 in northern Tanzania. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* **23**, 787-792.
- **SNOUSSI S., HALITIM A., VALLES V. (2004):** Absorption hydrique en milieu salin chez la tomate et le haricot. *Cahiers Agricultures.* Vol. **13**, N° **3**, 283-287.
- **STATISTIQUES CANADA, 2007.** Organisme Statistique National du Canada.
- **SUBRAMANYAM S., DAVID F., CLEMENS S.J.C., WEBB M.A., SARDESAI N., and WILLIAMS C.E., 2008.** Functional characterization of HFR1, a high- Mannose N-glycan- specific Wheat Lectin induced by Hessian fly Larvac. *Plant physiol.* **147**.
- **TAIZ L. and ZEIGER E., 2002-** *Plant Physiology.* 3<sup>rd</sup>ed. Sinauer Associates Publishers, Sunderland, 427 p.

- **TALAME V., OZTURK N., BOHNERT H. and TUBEROSA R., 2007.** Barley transcript profiles under de hydratation shock and drought stress treatments: a comparative analysis. *Journal of Experimental Botany* **58 (2):**229-240.
- **TESTER M. et DAVENPORT R., 2003.** Na<sup>+</sup> tolerance and Na<sup>+</sup> transport in higher plants. *Ann. Bot.* **91**,503-527.
- **TIRILLY Y. - BOURGEOIS C.M., 1999.** Technologie des légumes. Edit. La Maison Rustique, Paris 558p.
- **TURNER NC, WRIGHT GC, SIDDIQUE K.H.M., 2001.** Adaptation of grain legume to water-limited environments. *Adv Agron*; 71 : 193-231.
- **TYERMAN S.D et SKERETT I.M., 1999** – Root ion channels and salinity. *Scientia Horticulturae* 78: 175-235.
- **VALLADE J., 2002.** Structure et développement de la plante : Morphogénèse et biologie de la reproduction des Angiospermes. Ed Dunod. Paris. 224p.
- **WANG J.R., WEI Y.M., LONG X.Y., YAN Z.H., NEVO E., BAUM B.R. and ZHENGY. L., 2008.** Molecular evolution of dimeric  $\alpha$ -amylase inhibitor genes in wild emmer wheat and its ecological association. Research article. Bio Med Central.
- **WANG W.X., BRAKT., VINOCUR B., SHOSEYOV O. ET ALTMAN A.,2003.** Abiotic resistance and chaprones: possible physiological role of SPI, a stable and stabilising protein from *Populus*. In: Vasil IK (ed) plant biotechnology 2000 and beyond. Kluwer, Dordrecht, pp 439-443.
- **WERETILNYK E.A; BEDNAREK S; MC CUE K.F; RHODES D et HANSON A.D., 1989** - Comparative biochemical and immunological studies of betaine synthesis pathway in diversés families of dicotyledons. *Planta.* (178) 342-352.
- **WILLIAMS C.E., 2008.** Functional characterization of HFR1, a high- Mannose Nglycan- specific Wheat Lectin induced by Hessian fly Larvac. *Plant physiol.* 147.
- **Y.L., 2008.** Molecular evolution of dimeric  $\alpha$ -amylase inhibitor genes in wild emmer wheat and its ecological association. Research article. Bio Med Central.
- **ZAMAN-ALLAH M., SIFI B., L'TAIEFB. Et EL AOUNI M.H., 2009.** Paramètres agronomiques liés à la tolérance au sel chez le haricot (*Phaseolus vulgaris*L.). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 13 (1), 113-119.
- **ZHU J.K., 2001.** Plant salt tolerance. *Trends in plant Sci.* **6** :66-71.
- **ZHU J.K., 2001-Plant salt tolerance.** *Trends in Plant Sci.* 6: 66-71.

**Annexes**

**Tableau 1 :** L'évolution des poids des graines de Ril 29 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps

Temps(h)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0,24867	0,248667	0,248667	0,248667	0,248667
6	0,32633	0,380000	0,244333	0,282000	0,247667
12	0,40400	0,407833	0,345000	0,329667	0,332333
18	0,48167	0,435667	0,445667	0,377333	0,417000
24	0,52900	0,466000	0,481500	0,425333	0,446833
30	0,57633	0,496333	0,517333	0,473333	0,476667
36	0,58117	0,521167	0,525667	0,480000	0,538333
42	0,58600	0,546000	0,534000	0,486667	0,600000
48	0,59080	0,537500	0,532500	0,507833	0,575333
54	0,59560	0,529000	0,531000	0,529000	0,550667
60	0,59980	0,533333	0,528000	0,535500	0,558000
66	0,60400	0,537667	0,525000	0,542000	0,565333
72	0,63150	0,508333	0,517167	0,488333	0,537833
78	0,65900	0,479000	0,509333	0,434667	0,510333

**Tableau2 :** L'évolution des poids des graines de Ril 115 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps

Temps(h)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0,25067	0,250667	0,250667	0,250667	0,250667
6	0,33600	0,252667	0,264667	0,253000	0,329333
12	0,39800	0,312333	0,291833	0,317500	0,364333
18	0,46000	0,372000	0,319000	0,382000	0,399333
24	0,48150	0,406833	0,399500	0,436667	0,441167
30	0,50300	0,441667	0,480000	0,491333	0,483000
36	0,52717	0,458167	0,463167	0,491000	0,500000
42	0,55133	0,474667	0,446333	0,490667	0,517000
48	0,54300	0,499833	0,440667	0,498333	0,487000
54	0,53467	0,525000	0,435000	0,506000	0,457000
60	0,54967	0,483667	0,445500	0,535333	0,474167
66	0,56467	0,442333	0,456000	0,564667	0,491333
72	0,55283	0,453667	0,470167	0,584833	0,516167
78	0,54100	0,465000	0,484333	0,605000	0,541000

**Tableau3** : L'évolution des poids des graines de Ril 83 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps.

Temps(h)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0,25600	0,256000	0,256000	0,256000	0,256000
6	0,36500	0,430333	0,375000	0,373333	0,370667
12	0,38000	0,442500	0,380667	0,412000	0,427500
18	0,47900	0,454667	0,386333	0,442000	0,484333
24	0,50100	0,567667	0,465333	0,482685	0,523167
30	0,52300	0,580667	0,544333	0,504333	0,562000
36	0,54733	0,590000	0,528333	0,515212	0,570167
42	0,57167	0,605000	0,512333	0,534667	0,578333
48	0,56583	0,585000	0,483167	0,524667	0,565833
54	0,56000	0,565000	0,454000	0,514667	0,553333
60	0,58233	0,539333	0,492833	0,529333	0,543833
66	0,60467	0,543667	0,531667	0,544000	0,534333
72	0,59867	0,584000	0,507833	0,542667	0,510333
78	0,59267	0,594333	0,484000	0,541333	0,486333

**Tableau 4** : L'évolution des poids des graines de Ril 104 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps

Temps(h)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0,23200	0,232000	0,232000	0,232000	0,232000
6	0,33467	0,371667	0,311333	0,335667	0,446333
12	0,41017	0,404833	0,376000	0,432100	0,486333
18	0,48567	0,438000	0,440667	0,444333	0,526333
24	0,46550	0,444667	0,460667	0,458120	0,533333
30	0,44533	0,451333	0,480667	0,465333	0,540333
36	0,45667	0,442667	0,419833	0,472000	0,500667
42	0,46800	0,434000	0,459000	0,478333	0,461000
48	0,48033	0,452833	0,457550	0,462000	0,477167
54	0,49267	0,471667	0,462000	0,457000	0,493333
60	0,47867	0,479500	0,454833	0,484500	0,529167
66	0,46467	0,487333	0,517667	0,512000	0,565000
72	0,54017	0,468500	0,469000	0,498000	0,537667
78	0,59567	0,449667	0,490333	0,484000	0,510333

**Tableau5 :** L'évolution des poids des graines de Ril 34 en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps

Temps(h)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0,22333	0,223333	0,223333	0,223333	0,223333
6	0,33500	0,225667	0,264000	0,319333	0,246667
12	0,38833	0,336667	0,320833	0,439167	0,304667
18	0,40167	0,447667	0,377667	0,459000	0,362667
24	0,41950	0,447000	0,401667	0,476000	0,366833
30	0,45733	0,446333	0,425667	0,493000	0,371000
36	0,44982	0,464667	0,450667	0,504000	0,367333
42	0,50900	0,483000	0,475667	0,517333	0,363667
48	0,52450	0,455667	0,421333	0,563333	0,381000
54	0,54833	0,428333	0,367000	0,549333	0,398333
60	0,56500	0,428333	0,423667	0,540000	0,426000
66	0,57167	0,428333	0,480333	0,570667	0,453667
72	0,58933	0,440833	0,524833	0,534333	0,459500
78	0,62700	0,453333	0,569333	0,558000	0,465333

**Tableau6 :** L'évolution des poids des graines de Djadida en fonction des différentes concentrations salines au cours du temps

Temps(h)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0,23467	0,234667	0,234667	0,234667	0,234667
6	0,26567	0,364667	0,337667	0,376667	0,221000
12	0,38650	0,413167	0,415000	0,426333	0,257333
18	0,50733	0,461667	0,492333	0,476000	0,293667
24	0,48233	0,509333	0,510333	0,522667	0,378000
30	0,45733	0,557000	0,528333	0,569333	0,402333
36	0,45767	0,540167	0,502167	0,571833	0,418210
42	0,45800	0,523333	0,516000	0,574333	0,413333
48	0,48583	0,535000	0,521667	0,585000	0,429667
54	0,51367	0,546667	0,567333	0,595667	0,406000
60	0,52517	0,550833	0,592167	0,541833	0,445167
66	0,53667	0,555000	0,587000	0,558000	0,484333
72	0,55200	0,562100	0,578000	0,537333	0,450667
78	0,59373	0,594000	0,539000	0,586667	0,417000



**Tableau 7 :** L'évolution de la cinétique de germination chez le génotype Ril 29 en fonction des différentes concentrations salines

Temps (J)	Témoin	50meq	100meq	150meq	200meq
0	0	0	0	0	0
1	2	2	2	2	0
2	6	6	5	4	0
3	7	7	5	4	0
4	7	8	5	4	0
5	8	8	6	4	0
6	8	8	6	4	0
7	9	8	6	4	0
8	10	8	6	4	0

**Tableau 8 :** La cinétique de germination de génotype de Djadida en fonction des différentes concentrations salines

Temps(j)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0	0	0	0	0
1	0	3	0	0	0
2	0	3	0	0	0
3	0	3	0	0	0
4	1	4	0	0	0
5	1	4	0	0	0
6	2	4	0	0	0
7	2	4	0	0	0
8	4	4	0	0	0

**Tableau 9 :** La cinétique de germination de génotype de Ril 104 en fonction des différentes concentrations salines

Temps(j)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0	0	0	0	0
1	4	3	2	0	0
2	4	3	2	0	0
3	4	3	2	0	0
4	8	3	3	0	0
5	8	4	3	0	0
6	8	5	3	0	0
7	10	7	4	1	1
8	10	7	4	1	1

**Tableau 10 :** La cinétique de germination de génotype de Ril 115 en fonction des différentes concentrations salines

Temps(j)	Temoi	50 meq	100meq	150 meq	200meq
0	0	0	0	0	0
1	1	3	1	0	0
2	4	6	2	0	0
3	4	6	2	0	0
4	4	6	2	0	0
5	4	7	3	1	0
6	4	7	3	1	0
7	7	7	3	1	0
8	9	7	3	1	0

**Tableau 11 :** La cinétique de germination de génotype de Ril 34 en fonction des différentes concentrations salines

Temps(j)	Temoi	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0	0	0	0	0
1	1	0	1	0	0
2	3	0	3	1	0
3	4	0	3	1	0
4	6	0	3	2	0
5	8	0	3	2	0
6	8	0	3	2	0
7	8	1	3	2	0
8	8	3	3	2	0

**Tableau 12 :** La cinétique de germination de génotype de Ril 83 en fonction des différentes concentrations salines

Temps(j)	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
0	0	0	0	0	0
1	7	8	4	0	0
2	7	8	5	0	0
3	8	9	5	0	0
4	9	9	5	0	0
5	9	9	6	0	0
6	9	9	7	0	1
7	9	9	7	0	1
8	9	9	7	0	1

**Tableau13 :** Taux finale de germination des graines en fonction des différentes concentrations salines

Génotypes	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
Ril 29	10	8	6	4	0
Ril 34	8	3	3	2	0
Ril 83	9	9	7	0	1
Ril 104	10	7	4	1	1
Ril 115	9	7	3	1	0
Djadida	4	4	0	0	0

**Tableau14:** Evolution de la longueur des racines en fonction des régimes salines appliqués.

Génotypes	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
Djadida	6	4	0	0	0
Djadida	5	2	0	0	0
Djadida	4,3	3,3	0	0	0
Ril 104	14,5	8	3,9	0,2	0,3
Ril 104	15	8,2	2,2	2	0
Ril 104	13,3	7,7	0,4	1,5	0
Ril 115	11,5	12,3	1,2	0,3	0

Ril 115	8,5	12,5	0,3	0	0
Ril 115	11	10,7	0,4	0	0
Ril 29	14,5	8	3,9	0,2	0
Ril 29	15	8,2	2,2	0	0
Ril 29	16,3	6,7	3,4	0	0
Ril 34	12	8,2	7,4	1	0
Ril 34	11,5	5,1	4,8	0	0
Ril 34	8,5	5,4	4,2	0	0
Ril 83	11	8	3	0	0,3
Ril 83	9	10	3,5	0	0
Ril 83	10,5	7,5	1,5	0	0

**Tableau 15:** L'évolution des taux de sucres solubles en fonction des différents traitements salins.

Génotypes	Témoin	50 meq	100 meq	150 meq	200 meq
Ril 29	6,61	7,66	8,42	8,66	9,15
Ril 29	5,81	6,86	7,62	7,86	8,35
Ril 29	7,01	8,06	8,82	9,06	9,55
Ril 115	5,56	6,61	7,37	7,61	8,1
Ril 115	5,1	5,87	6,48	7,22	8,3
Ril 115	5,71	6,78	7,54	7,78	8,27
Ril 83	4,65	7,32	7,93	8,67	9,75
Ril 83	5,26	6,12	6,73	7,47	8,55
Ril 83	6	4,67	5,28	6,02	7,1
Ril 104	5,73	6,78	7,54	7,78	8,27
Ril 104	5,56	6,61	7,37	7,61	8,1
Ril 104	5,73	6,78	7,54	7,78	8,27
Djadida	6,05	6,82	7,43	8,17	9,21
Djadida	5,35	6,12	6,73	7,47	8,55
Djadida	6,55	7,32	7,93	8,67	9,75
Ril 34	3,88	4,65	5,26	6	7,08
Ril 34	5,45	6,01	7,54	7,04	8,27
Ril 34	5,73	6,78	5,04	7,78	8,71

