

N° d'ordre...

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITÉ DJILLALI LIABES DE SIDI BEL ABBES
FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
Département de l'environnement

THESE DE DOCTORAT EN SCIENCES

Présentée par : Mme GAID Sarra.

Spécialité : sciences de l'environnement

Option : physiologie des plantes

Intitulé

**Effet intra spécifique du stress salin sur le comportement
physiologique, biochimique, hydrique et microbiologique du pois
chiche (*Cicer arietinum* L)**

Soutenue le 30/09/2021.

Devant l'honorable jury composé de :

<i>Président de jury :</i>	Pr. TOUMI -BENALI Fawzia	Professeur	UDL Sidi Bel Abbes
<i>Examineurs :</i>	Pr. Hasnaoui Okkacha	Professeur	Université Tahar Moulay Saida
	Pr HACHEM Kadda	Professeur	Université Tahar Moulay Saida
	Dr DIF Mostefa Mahmoud	MCA	Centre universitaire el Bayadh
<i>Directrice de thèse :</i>	Pr MEGHERBI-BENALI Aicha	Professeur	UDL Sidi Bel Abbes

Année universitaire 2020-2021

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

A decorative floral element consisting of a central flower with several petals and a stem with leaves, positioned at the top left of the calligraphic text.

Remerciements

Je remercie **Dieu tout puissant** de m'avoir donné la force, le courage, la santé et la patience pour accomplir ce modeste travail, Louange à dieu.

Je veux tout d'abord remercier, ma directrice de thèse, **Mme MEGHERBI-BENALI AICHA**, professeur à l'Université de Sidi bel abbés et responsable du laboratoire d'écodéveloppement des espaces, pour avoir accepté de diriger ce travail, afin de le mener à terme. Qu'elle trouve ici, l'expression de ma profonde et sincère reconnaissance, pour tous ses efforts, sa rigueur, ses critiques constructives.

Je tiens à remercier également **Pr TOUMI-BENALI FAWZIA** d'avoir accepté, malgré ses préoccupations et ses tâches administratives, d'enseignement et d'encadrement, de lire et de juger ce travail. Qu'elle trouve ici mes sincères sentiments de gratitude et de respect.

Mes vifs remerciements s'adressent aussi aux **Professeur Hasnaoui Okkacha**, **Professeur HACHEM Kadda**, et **Dr Dif Mostefa Mahmoud** qui me fera l'honneur d'évaluer mon travail.

Je remercie toutes les personnes qui ont collaboré ou apporté une aide durant ce travail, en particulier :

Mr BENAÏSSA YUCEF ingénieur de laboratoire de microbiologie et doctorant à l'université de Sidi bel abbés.

Dr BENYAMINA ABDELFFETTAH, enseignant à l'UDL.

Dr BOUAZZA SOFIANE enseignant à l'UDL.

Mr BENSALIM MOHAMED responsable de laboratoire de chimie des matériaux et thermodynamique, faculté des sciences exactes UDL SBA.

J'ai l'honneur d'exprimer mes vifs remerciements à toute l'équipe de l'INRA et surtout :

Mr HAMMOU MIMOUN Directeur de recherche à l'URO.

Dr BELLAHCEN NADIA attaché de recherche à l'URO.

Dr BOUCHIKH YAMINA maître de recherche à l'URO.

Dr MAHBOUBI SELMA attaché de recherche à l'URO.

Remerciement

A la mémoire de **Dr LABDI Mohamed**. Je prie Dieu de le bénir de sa miséricorde.

Je ne peux pas finir sans exprimer ma profonde gratitude à **Mes Très Chers Parents**, à mon mari **MOHAMED**, à mon frère **MAROUENE**, et à **ma belle-famille** sans oublier de citer mon fils **AISSA ABDELGHAFOUR**, ils étaient patients et très compréhensifs, que dieu vous protège.

Merci enfin à tous ceux que j'aurais oublié de citer ici et qui normalement le mériteraient...

Résumé

L'étude porte sur l'effet du stress salin sur deux phases importantes dans le cycle de la vie du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) : la germination et le développement. Les graines des sept génotypes ont été exposées à des concentrations croissantes, de l'ordre de 0, 68, 102, 136 et 170 mM de NaCl. Au cours de la germination les mesures effectuées ont concerné la précocité, la cinétique, le taux de germination quotidien et final, la longueur de la radicule et de la tigelle, l'indice de tolérance à la salinité, la vigueur des semences, la teneur en eau et le taux d'imbibition des graines. Pour le stade développement, les graines ont été semées dans un substrat constitué de sol et de terreau avec les mêmes concentrations. On a étudié leur comportement, en comparant la hauteur de leur tiges et la longueur de leurs racines principales, la teneur en eau des tiges et des racines, la teneur en chlorophylle a, b et totale, la teneur en caroténoïdes la teneur en sucres solubles et en proline des feuilles et des racines, le taux de cendres et des éléments minéraux des feuilles et des racines, les teneurs en composés phénoliques (polyphénols, flavonoïdes et tanins condensés des feuilles et des racines) et la détermination de l'IC50, et à la fin de l'expérimentation on a mesuré la conductivité électrique du substrat étudié, dont les résultats sont analysés statistiquement.

Les résultats obtenus suggèrent que le taux final de la germination de la majorité des génotypes étudiés n'est pas affecté par la salinité ; alors que pour les autres paramètres, une grande variabilité dans le comportement est enregistrée. Par contre, l'effet de la salinité est significatif sur le paramètre longueur de la radicule, de la tigelle, la vigueur des semences et l'indice de tolérance à la salinité. Les génotypes ont montré une réaction différente à la salinité. L'analyse en composantes principales (ACP) pour le stade germination a révélé que le génotype FLIP84-94 était le plus sensible au stress salin et l'ILC 482 était le plus vigoureux.

La germination des graines et la croissance des plantules diminuent régulièrement pendant six jours avec une concentration croissante de sel. La plus forte germination a été observée chez ILC482 ; FLIP 92-92 et Flip 93-93 par rapport au FLIP 09-53 et FLIP 84-92. Pour la moyenne journalière de germination, les trois génotypes ILC482 ; FLIP92-92 ; Flip 93-93 en possèdent les plus élevées suivis par FLIP84-91 ; Flip 84-94 ; et les moyennes les plus faibles ont été enregistrées chez FLIP09-53 et FLIP84-92 respectivement. Le traitement 170 mM a causé une réduction de 15 % dans la

vigueur des semences par rapport au témoin. En effet les graines les plus vigoureuses sont celles du génotype ILC482 et les moins vigoureuses sont celles des génotypes FLIP84-94, FLIP09-53 et FLIP84-92 selon l'analyse statistique.

Pour les plantes adultes le stress salin a affecté la majorité des paramètres étudiés. A cet effet, la présence de NaCl a entraîné une diminution significative dans la longueur des tiges et des racines des plantes ; le 170 mM entraîne un taux de réduction de 35.05% du poids des nodules racinaires et une diminution du rendement photosynthétique expliquée par la diminution de la teneur en chlorophylle a, b et totale (une chute de 34,68% dans la teneur en chlorophylle totale des feuilles) ce qui est signalée aussi pour la teneur en eau, alors que pour les sucres solubles, il s'agit d'une accumulation très hautement significative des sept génotypes de pois chiche en augmentant la concentration du NaCl dans la solution d'arrosage quel que soit l'organe étudié. L'accumulation du sodium a été très hautement significative et par contre il y avait une diminution significative de K^+ et de Ca^{+2} ce qui entraîne une diminution des ratios. Pour la sensibilité à la salinité exprimée par son indice ISS qui a augmenté de 18.49% chez le 170 mM par rapport au témoin. Pour les composés du métabolisme secondaire, on note des accumulations significatives au niveau des feuilles et des racines, et l'analyse statistique a révélé une diversité entre les génotypes et la concentration la plus élevée est enregistrée chez les deux génotypes FLIP98-41 et FLIP 92-92. La concentration inhibitrice IC50 a connu une diminution significative avec l'augmentation de la salinité elle passe de 2,25 mg/ml chez le témoin vers 0,65 mg/ml chez 170 mM pour l'ensemble des génotypes.

Pour les propriétés physiques du substrat utilisé, la salinité a causé une augmentation significative dans sa conductivité électrique.

Mots clés : Stress Salin, NaCl, génotypes, pois chiche (*Cicer arietinum* L.), tolérance, sélection, physiologie, nutrition minérale, métabolisme, activité antioxydante

Abstract

The study focuses on the effect of salt stress on two important phases in the life cycle of chickpea (*Cicer arietinum* L.): germination and development. The seeds of the seven genotypes were exposed to increasing concentrations, in the order of 0, 68, 102, 136 and 170 mM NaCl. During germination, the measurements taken concerned precocity, kinetics, daily and final germination rate, length of the radicle and stem, salinity tolerance index, seed vigour, in water and the rate of seed imbibition. For the development stage, the seeds were sown in a substrate consisting of soil and compost with the same concentrations. Their behavior was studied, comparing the height of their stems and the length of their main roots, the water content of stems and roots, the content of chlorophyll a, b and total, the content of carotenoids and the content of soluble sugars. and in proline of the leaves and roots, the rate of ash and mineral elements of the leaves and roots, the contents of phenolic compounds (polyphenols, flavonoids and condensed tannins of the leaves and roots) and the determination of the IC50, and at the end of the experiment, the electrical conductivity of the substrate studied was measured, the results of which are analyzed statistically.

The results obtained suggest that the final rate of germination of the majority of the genotypes studied is not affected by salinity; while for the other parameters, a great variability in the behavior is recorded. On the other hand, the effect of salinity is significant on the parameter length of the radicle, the stem, the vigor of the seeds and the index of tolerance to salinity. The genotypes showed a different response to salinity. Principal component analysis (PCA) for the germination stage revealed that the FLIP84-94 genotype was the most sensitive to salt stress and the ILC 482 was the most vigorous.

Seed germination and seedling growth decline steadily for six days with increasing salt concentration. The strongest germination was observed in ILC482; FLIP 92-92 and Flip 93-93 compared to FLIP 09-53 and FLIP 84-92. For the daily germination average, the three ILC482 genotypes; FLIP92-92; Flip 93-93 have the highest followed by FLIP84-91; Flip 84-94; and the lowest averages were recorded in FLIP09-53 and FLIP84-92 respectively. The 170 mM treatment caused a 15% reduction in seed vigor compared to the control. Indeed the most vigorous seeds are those of the ILC482

genotype and the least vigorous are those of the FLIP84-94, FLIP09-53 FLIP84-92 genotypes according to the statistical analysis.

For adult plants, salt stress affected most of the parameters studied. For this purpose, the presence of NaCl caused a significant decrease in the length of the stems and roots of the plants; 170 mM leads to a reduction rate of 35.05% in the weight of root nodules and a decrease in photosynthetic yield explained by the decrease in the content of chlorophyll a, b and total (a drop of 34.68% in the content of total chlorophyll leaves) which is also reported for the water content, while for the soluble sugars, it is a very highly significant accumulation of the seven chickpea genotypes by increasing the concentration of NaCl in the watering solution regardless of the organ studied. The accumulation of sodium was very highly significant and on the other hand there was a significant decrease in K⁺ and Ca²⁺ which leads to a reduction in the ratios. For the sensitivity to salinity expressed by its ISS index which increased by 18.49% in the 170 mM compared to the control. For the compounds of the secondary metabolism, there are significant accumulations at the level of the leaves and the roots, and the statistical analysis revealed a diversity between the genotypes and the highest concentration is recorded in the two genotypes FLIP98-41 and FLIP 92 -92. The IC₅₀ inhibitory concentration decreased significantly with increasing salinity, going from 2.25 mg/ml in the control to 0.65 mg/ml in 170 mM for all genotypes.

For the physical properties of the substrate used, the salinity caused a significant increase in its electrical conductivity.

Key words: Salt stress, NaCl, genotypes, chickpea (*Cicer arietinum* L.), tolerance, selection, physiology, mineral nutrition, metabolism, antioxidant activity.

تركز الدراسة على تأثير الإجهاد الملحي على مرحلتين مهمتين في دورة حياة الحمص (*Cicer arietinum* L.): الإنبات والتطور. تعرضت بذور الأصناف السبعة لتركيزات متزايدة ، بترتيب 0 ، 68 ، 102 ، 136 ، 170 ملي مول من كلوريد الصوديوم. أثناء الإنبات ، تعلقت القياسات التي تم إجراؤها بالسرعة ، والحركية ، ومعدل الإنبات اليومي والنهائي ، وطول الجذر والساق ، ومؤشر تحمل الملوحة ، المحتوى المائي للبذور ، ومعدل تشرب البذور. بالنسبة لمرحلة التطور ، زرعت البذور في ركيزة تتكون من التربة والسماد بنفس التركيزات. تمت دراسة سلوكهم ، ومقارنة ارتفاع السيقان وطول جذورهم الرئيسية ، والمحتوى المائي للسيقان والجذور ، محتوى الكلوروفيل أ ، ب والإجمالي ، محتوى الكاروتينات ، محتوى السكريات الذائبة، بروتين الأوراق والجذور ، معدل الرماد والعناصر المعدنية للأوراق والجذور ، محتويات المركبات الفينولية (البوليفينول والفلافونويد والعفص المكتف للأوراق والجذور) وتحديد التركيز المثبط IC50، وفي نهاية التجربة ، تم قياس التوصيل الكهربائي للركيزة المدروسة ، وتم تحليل نتائجها إحصائياً.

النتائج التي تم الحصول عليها تشير إلى أن معدل الإنبات النهائي لغالبية الأصناف المدروسة لم يتأثر بالملوحة. بينما بالنسبة للمقاييس الأخرى ، تم تسجيل تباين كبير في السلوك. من ناحية أخرى ، كان تأثير الملوحة معنوياً على طول الجذر ، والساق ، وحيوية البذور ، ومؤشر تحمل الملوحة. أظهرت الأصناف الوراثية استجابة مختلفة للملوحة. أظهر تحليل المكون الرئيسي (PCA) لمرحلة الإنبات أن الصنف الوراثي FLIP84-94 كان الأكثر حساسية لإجهاد الملح وأن ILC 482 كان الأكثر نشاطاً.

ينخفض إنبات البذور ونمو الشتلات بشكل طردي لمدة ستة أيام مع زيادة تركيز الملح. لوحظ أقوى إنبات في ILC482 ؛ FLIP 92-92 و FLIP 93-93 مقارنة بـ FLIP 09-53 و FLIP 84-92. بالنسبة لمتوسط الإنبات اليومي ، فإن الأنماط الجينية الثلاثة ILC482 ؛ FLIP92-92 ؛ FLIP 93-93 تحتوي على أعلى نسبة يليها FLIP84-91 و FLIP 84-92 ؛ وتم تسجيل أدنى المتوسطات في FLIP09-53 و FLIP84-92 على التوالي. تسببت معاملة 170 ملي مولار في انخفاض بنسبة 15٪ في قوة البذور مقارنة بالشاهد. في الواقع ، البذور الأكثر قوة هي تلك الخاصة بالنمط الجيني ILC482 والأقل قوة هي تلك الخاصة بالأنماط الجينية FLIP84-94 و FLIP84-92 و FLIP09-53 وفقاً للتحليل الإحصائي.

بالنسبة للنباتات البالغة ، أثر الإجهاد الملحي على معظم العوامل المدروسة. لهذا الغرض ، تسبب وجود 170 ميلي مول من كلوريد الصوديوم في انخفاض كبير في طول سيقان وجذور النباتات ؛ مما يؤدي إلى معدل انخفاض بنسبة 35.05٪ في وزن عقيدات الجذر وانخفاض في محصول التمثيل الضوئي يفسر من خلال انخفاض محتوى الكلوروفيل أ ، ب والإجمالي (انخفاض بنسبة 34.68٪ في محتوى إجمالي الكلوروفيل)، نفس الشيء بالنسبة لمحتوى الماء ، بينما بالنسبة للسكريات القابلة للذوبان ، فقد تم تسجيل تراكم كبير للغاية للأنماط الجينية السبعة للحمص مع زيادة تركيز كلوريد الصوديوم في محلول الري بغض النظر عن العضو المدروس. كان تراكم

الملخص

الصوديوم معنويا جدا ومن ناحية أخرى كان هناك انخفاض معنوي في K^+ و Ca^{+2} مما أدى إلى انخفاض في النسب. حساسية الملوحة التي عبر عنها مؤشر ISS الخاص بها والتي زادت بنسبة 18.49٪ في 170 ملي مول مقارنة بالشاهد. بالنسبة لمركبات التمثيل الغذائي الثانوي ، هناك تراكبات كبيرة على مستوى الأوراق والجذور ، وكشف التحليل الإحصائي عن وجود تنوع بين الأصناف الجينية وتم تسجيل أعلى تركيز ثابت في الأصناف الوراثية FLIP98-41 و FLIP 92-92 . انخفض تركيز مثبط IC50 بشكل ملحوظ مع زيادة الملوحة ، حيث انتقل من 2.25 مجم / مل لدى الشاهد إلى 0.65 مجم / مل في 170 ملي مولار لجميع الأنماط الجينية.

بالنسبة للخصائص الفيزيائية للركيزة المستخدمة ، تسببت الملوحة في زيادة كبيرة في التوصيل الكهربائي.

الكلمات المفتاحية: إجهاد الملح ، كلوريد الصوديوم ، الأنماط الجينية ، المحص (*Cicer arietinum* L.) ، التحمل ، الانتقاء

، علم وظائف الأعضاء ، التغذية المعدنية ، التمثيل الغذائي ، النشاط المضاد للأكسدة.

TABLE DES MATIERES

Remerciements	
Résumé	
Abstract	
الملخص	
Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
INTRODUCTION GENERALE	1

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Généralités sur la salinité et le stress salin.

I.1.Introduction.....	5
I.2. Notion de la salinisation.....	5
I.3. Origines de la salinité du sol (les types de salinisation).....	6
I.3.1. Première classification de la salinisation.....	7
I.3.2. Deuxième classification de sols salins.....	8
I.4. Classification des sols salins.....	10
I.5. Effet de la salinité sur les sols.....	11
I.5.1. Effet sur les propriétés du sol.....	11
I.5.2. Effet de la salinité sur la microflore du sol Sur la rhizosphère végétale.....	12 13
I.6. Mise en état des sols salins.....	13

Chapitre II : Généralités sur le pois chiche.

Chapitre II : Généralités sur le pois chiche	15
II.1. Origine et domestication.....	15
II.2. Systématique et Taxonomie.....	16
II.2.1-Classification botanique	16
II.3. La morphologie du plant de pois chiche	17
II.3.1.la plante	17
II.3.4. Les racines.....	19
II-3-5- Les fleurs.....	20
II.3.6. Les gousses.....	21
II.3.8. Types de cultivars :	22
II.4. Exigences edapho-climatiques et l'entretien de la culture du pois chiche	23

II.5. Stades phénologiques du pois chiche.....	26
II.5.1. Germination	26
II.5.2. Croissance et le développement des plantes :	27
II.6. Importance du pois chiche	28
II.6.1. Importance alimentaire du pois chiche	28
II.6.2. Importance agronomique et écologique du pois chiche.....	28
II.6.3. Importance économique du pois chiche	29
II.6.3.1. Dans le monde.....	29
II.6.3.2. En Algérie.....	30
II.6.3.3. Dans la Wilaya de Sidi Bel Abbes.....	31
II.7. Contraintes de la production du pois chiche	33

Chapitre III : Effet de la salinité sur les plantes et les mécanismes d'adaptation.

CHAPITRE III : Effet de la salinité sur les plantes et les mécanismes d'adaptation.....	35
III. Effet du stress salin sur les plantes et les mécanismes d'adaptation.....	36
III.1. Introduction	36
III.2. Classification des plantes selon leur degré de résistance à la salinité	37
III.3. Les deux composantes du stress salin et son effet secondaire.....	37
III.3.1. Première phase (effet osmotique de la salinité).....	37
III.3.3. Effet secondaire de la salinité (Stress oxydatif).....	39
III.4. Effet de la salinité sur les plantes	41
III.4.1. Effet de la salinité sur la germination	42
III.4.2. Effet de la salinité sur la croissance des plantes.....	42
III.4.3. Effet de la salinité sur la productivité et le rendement des plantes.....	43
III.4.4. Sur la nutrition hydrique et minérale	44
III.4.5. Effets sur la nutrition carbonée (photosynthèse)	44
III.4.6. Sur la nutrition azotée et la fixation de l'azote (la nodulation)	46
III.4.7. Sur la stabilité de la membrane.....	48
III.4.8. Sur l'anatomie de la feuille	48
III.5. Vue d'ensemble du mécanisme de tolérance à la salinité chez les plantes	48
III.5.1. Homéostasie ionique et la compartimentation	49
III.5.2. Accumulation d'osmoprotecteur / solutés compatibles	51
III.5.3. Piègeage des espèces réactives de l'oxygène pour se protéger du stress oxydatif (l'activité antioxydante)	53

PARTIE EXPERIMENTALE

Chapitre IV : Matériel et méthodes.

Chapitre IV : Matériel et méthodes.....	37
IV.1. Matériel utilisé.....	56
IV.1.1. Graines du pois chiche.....	56
IV.1.2. Solutions salines	56
IV.1.3. Sol.....	57
IV.2. Effet du stress salin sur la germination du pois chiche.....	57
IV.2.1. Précocité de la germination	57

IV.2.2. Taux quotidien de la germination	58
IV.2.3. Estimation du taux final de germination (La Faculté germinative)	58
IV.2.4. Cinétique de germination.....	58
IV.2.5. Vitesse de la germination.....	58
*Temps moyen de germination (TMG) et temps moyen T50.....	58
*Coefficient de vélocité.....	59
IV.2.6. Germination moyenne journalière (MDG).....	59
IV.2.7. Longueur de la radicule et de la tigelle	59
IV.2.8. Vigueur des semences (VS).....	59
IV.2.9. Teneur moyenne en eau (TME %)	60
IV.2.10. Taux d'imbibition	60
IV.3. Effet de la salinité sur le développement du pois chiche	60
IV.3.1. Effet du stress salin sur les caractères morphologiques	65
IV.3.1.1. Longueur des tiges.....	65
IV.3.1.2. Longueur et le volume des racines	66
IV.3.1.5. Salinité sur le Ratio longueur de la racine /longueur de la tige	67
IV.3.1.3. Nombre de nodules par racine et leur poids	67
IV.3.2. Caractéristiques physiologiques	68
IV.3.2.1. Poids frais et le poids sec des tiges et des racines	68
IV.3.2.2. Rapport biomasse séchée racinaire/ biomasse séchée aérienne (BSR/BSA)	69
IV.3.2.3. Teneur relative en eau des tiges et des racines	69
IV.3.2.4. Indice de sensibilité à la salinité.....	69
IV.3.2.5. Calcul des indices de tolérance	69
IV.3.2.6. Nutrition minérale du pois chiche.....	70
IV.3.2.6.1. Détermination de la teneur en cendres.....	70
IV.3.2.6.2. Teneur en éléments minéraux.....	71
IV.3.3. Sur quelques composantes du rendement	72
IV.3.3.1. Nombre des fleurs/plant	72
IV.3.3.2. Nombre et le poids des gousses	72
IV.3.4. Caractères biochimiques.....	72
IV.3.4.1. Teneur en chlorophylle	72
IV.3.4.2. Sucres solubles dans les feuilles et les racines du pois chiche	74
IV.3.4.3. Extraction et dosage de la proline.....	75
IV.3.5. Caractères phytochimiques	76
IV.3.5.1. Dosage des composés phénoliques :	76
Mise en œuvre :	78
IV.3.5.2. Détermination de l'activité antioxydante des composés phénoliques extraits des feuilles des sept géotypes de pois chiche	78
IV.3.3. Sur les propriétés physiques du sol	81
IV.3.3.1. Conductivité électrique du sol	81
IV.4. Traitement statistique	81

Chapitre V : Résultats et interprétations.

Chapitre V : Résultats et interprétations.....	82
V.1. Résultats de l'effet du stress salin sur la germination	86

V.1.1. Précocité de la germination	86
V.1.2. Taux quotidien de germination	87
V.1.2.1. Après 48 heures.....	87
V.1.2.2. Après 72 heures.....	88
V.1.2.3. Après 96 heures.....	89
V.1.2.4. Après 120 heures	90
V.1.2.5. Après six jours (le taux final de germination)	91
V.1.3. Cinétique de la germination	93
V.1.4. Coefficient de vélocité ET Temps moyen de germination TMG	94
V.1.4.1. Coefficient de vélocité	95
V.1.4.2. Temps moyen de la germination	96
V.1.5. Germination moyenne journalière (MDG).....	97
V.1.6. Longueur de la radicule et de la tigelle	98
V.1.6.1. Longueur de la radicule.....	98
V.1.6.2. Longueur de la tigelle.....	99
V.1.7. La vigueur des semences.....	100
V.1.8. Imbibition des graines	101
V.1.8.1. Après 12 heures de la mise en germination	101
V.1.8.2. Après 72 heures de la mise en germination	102
V.1.9. Teneur en eau des graines	104
V.1.10. Indice de tolérance à la salinité	105
V.2. Résultats de l'effet du stress salin sur le développement du pois chiche.....	106
V.2.1. Réponse morphologique	106
V.2.1.1. Longueur de l'axe principale	106
V.2.1.2. Effet du stress salin sur la longueur des racines.....	107
V.2.1.3. Effet du stress salin sur le volume des racines.....	108
V.2.1.4. Ratio Longueur des racines/ longueur des tiges	110
V.2.1.5. Nombre des nodules racinaires :	111
V.2.1.6. Poids des nodules racinaires	112
V.2.2. Réponse physiologique.....	113
V.2.2.1. Teneur en eau des tiges et des racines	113
V.2.2.2. Indice de sensibilité à la salinité	115
V.2.2.3. Poids frais des tiges et des racines.....	116
V.2.2.4. Poids sec des tiges et des racines.....	118
V.2.2.5. Ratio PSR/PSA	120
V.2.2.6. Indice de tolérance à la salinité BSA.....	121
V.2.2.7. Indice de tolérance à la salinité PSR.....	122
V.2.2.8. Taux en cendres.....	123
V.2.2.9. Teneur en sodium Na ⁺	125
V.2.2.10. Teneur en potassium K ⁺	128
V.2.2.11. Teneur en calcium Ca ⁺²	130
V.2.2.12. Ratio K ⁺ /Na ⁺	132
V.2.2.13. Ratio Ca ⁺² /Na ⁺	134
V.2.3. Composantes de rendement	136
V.2.3.1. Nombre de fleurs/plants.....	136
V.2.3.2. Nombre de gousses /plant	137
V.2.3.3. Noids total des gousses.....	138
V.2.4. Réponse biochimique du pois chiche	139

V.2.4.1. Teneur en chlorophylles :	139
V.2.4.2. Teneur en sucres solubles	144
V.2.4.3. Ratio teneur en sucres solubles des feuilles/teneur en sucres solubles des racines.....	146
V.2.4.4. Teneur en proline des feuilles et des racines.....	147
V.2.5. Réponse phytochimique	149
V.2.5.1. La teneur en polyphénols	149
V.2.5.2. Teneur en flavonoïdes des feuilles.....	151
V.2.5.3. Teneur en tanins condensés	153
V.2.5.4. Résultats de l'effet du stress salin sur l'activité antioxydante des feuilles	155
V.3. Résultats de l'effet de la salinité sur les propriétés physiques du sol	157
V.3.1. Conductivité électrique du sol.....	157
V.4. Analyse en composante principales des paramètres étudiés au cours de la germination.....	158
V.5. Analyse en composante principales des paramètres étudiés au cours de la floraison.....	161
Discussion générale.....	165
Conclusion générale	173
Références bibliographiques.....	175

ANNEXE I
ANNEXE II
ANNEXE III

Liste des abréviations

ACP : Analyse en composante principale.

CE : Conductivité électrique du sol.

DSA SBA : Direction des services agricoles de la wilaya de Sidi Bel Abbès.

dSm^{-1} : déciSiemens par mètre.

FAO : Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture.

H_2O_2 : Peroxyde d'hydrogène.

ICARDA : centre international de la recherche agricole dans les zones arides.

IC50 : Concentration d'Inhibition de 50 % du DPPH.

ISS : Indice de sensibilité à la salinité

ITGC : institut technique des grandes cultures.

ITS : Indice de tolérance à la salinité.

MADR : Ministère de l'agriculture et du développement rural.

mmhos.cm^{-1} : milimhos par centimètre.

mM.l^{-1} : millimolaire par litre.

NaCl: Chlorure de Sodium.

O_2 : Dioxygène.

OH^- : Anion hydroxyle.

PFA : Poids frais aérien.

pH : le potentiel hydrogène.

PFA : Poids frais aérien.

PFR : Poids frais racinaire.

PSA : Poids sec aérien.

PSR : Poids sec racinaire.

ROS : Espèces Réactives d'Oxygène.

SPSS: Statistical Package of Social Sciences.

TRE : Teneur relative en eau.

Liste des tableaux

Tableau.1. Classification des sols affectés par la salinité selon leurs propriétés.....	10
Tableau.2. Caractéristiques des géotypes utilisées.....	56
Tableau.3. Solutions d'arrosage.....	56

Liste des figures

Fig.1. Répartition mondiale des terres affectées par le sel.	6
Fig.2. Salinisation dans les terres cultivées causée par l'eau d'irrigation salée (a) ou l'élévation de la nappe phréatique avec eau salée (b).....	8
Fig.3. Principaux types de salinité dans les sols mondiaux basés sur les processus de salinisation.....	9
Fig.4. Carte de la zone d'origine et les routes de distribution du pois chiche (<i>Cicer arietinum</i> L).....	15
Fig.5. Plant de pois chiche 30 jours après le semis.....	17
Fig.6. Pubescence sur tige, feuilles, calice de fleur et gousses de pois chiche.....	18
Fig.7. Types de feuilles chez le pois chiche : feuille composée et feuille simple (au centre).....	19
Fig.8. Système racinaire robuste de pois chiche avec racine pivotante et racines latérales.....	19
Fig. 9. (a) Principales couleurs des fleurs du pois chiche : rose (à gauche) et blanche (à droite). (b) Flexion du pédicelle après la fertilisation.	20
Fig.10. Types de fleurs chez le pois chiche : (a) Fleur papilionacée de pois chiche. (b) Fleur normale (à gauche) et fleur de type ouvert (à droite). (c) pétales standard, ailes et quille. (d) Étamines diadelphes (9 + 1).....	20
Fig.11. Phase reproductrice du pois chiche.....	21
Fig.12. Pubescence sur tige, feuilles, calice de fleur et gousses de pois chiches.	21
Fig.13. Des plantes de pois chiche en maturité.	22
Fig.14. Variation de la taille et de la couleur des graines de pois chiche.	22
Fig.15. Variation phénotypique du pois chiche. a-c) Pois chiche Kabuli avec des feuilles simples, une fleur blanche et de grosses graines. d-f) Pois chiche Desi avec des feuilles composées, une fleur pourpre et de petites graines.....	23
Fig.16. Types de graines : Desi (gauche) et kabuli (droite).....	24
Fig.17. Progression de la germination d'une graine de pois chiche.	27
Fig.18. Principaux stades de développement du pois chiche.....	29
Fig.19. Production mondiale du pois chiche en (tonnes) 2020	31
Fig.20. Evolution des superficies et des productions du pois chiche en Algérie.....	32
Fig.21. Evolution des superficies emblavées en légumes secs dans la wilaya de Sidi Bel Abbas.....	33

Fig.22. Superficie récoltée des légumineuses alimentaires dans la wilaya de Sidi Bel Abbas.....	33
Fig.23. Production des légumineuses alimentaires dans la wilaya de Sidi Bel Abbas.	34
Fig.24. Vue schématique des effets généraux de la salinité sur les plantes cultivées.	36
Fig.25. Réponse de la croissance pendant les deux phases du stress salin.....	38
Fig.26. Structure de points de Lewis des espèces oxygène triplet et oxygène réactif.....	39
Fig.27. Stress oxydant chez les plantes et ses conséquences (ROS, espèces réactives de l'oxygène ; 1O_2 , oxygène singulet ; O_2^- , anion superoxyde ; H_2O_2 , peroxyde d'hydrogène; $\cdot OH$, radical hydroxyle).....	40
Fig.28. Etapes successives de la réduction de l'oxygène in vivo.....	41
Fig.29. Signaux de stress salin qui se lient à leurs récepteurs respectifs et initient les mécanismes physiologiques et moléculaires pour permettre à une plante de survivre dans des conditions de stress.	43
Fig.30. Fermeture stomatique médiée par l'ABA. Où, a-ABA se lie à la molécule de récepteur PM; b- Booster la protéine du canal Ca^{2+} pour influencer du Ca^{2+} dans le cytosol; c- L'efflux simultané de Ca^{2+} dans le cytosol à partir de la vacuole conduit à une augmentation supplémentaire du Ca^{2+} ; d- L'augmentation du Ca^{2+} inhibe l'activité du canal K^+ vers l'intérieur tout en maintenant l'activité du canal Cl^- normale provoquant la dépolarisation de la membrane plasmique; e- Cette situation facilite l'élimination de K^+ de la cellule de garde provoquant la fermeture stomatique.....	45
Fig.31. Représentation schématique de (a) mauvaise croissance et développement retardés de la plante dans un sol salin, (b) croissance saine de la plante dans un sol normal, et (c) différents mécanismes cellulaires agissant pour lutter contre le stress de salinité.....	48
Fig.32. Modèle de la voie SOS pour l'homéostasie ionique et la compartimentation pendant le stress salin.....	49
Fig.33. Modèle illustrant l'interaction du stress ionique et osmotique, les voies induites pour maintenir l'homéostasie cellulaire dans la réponse au stress salin. SOS1, antiporteur Na^+/H^+ ; SOS2, protéine kinase sérine/thréonine; SOS3, protéine de liaison au calcium; MAPK, protéine activée par les mitogènes kinase.....	51

Fig.34. Régulation médiée par les espèces réactives de l'oxygène (ROS) de la tolérance au stress salin chez le riz.....	52
Fig.35. Structure de base des polyphénols : phénol.....	53
Fig.36. Exemples d'acides phénoliques.....	54
Fig.37. Formation de la coumarine par lactonisation de l'acide o-hydroxycinnamique.	54
Fig.38. Graines du pois chiche mises à germer dans des boites de pétri couvertes.	57
Fig.39. Pesée des graines avant et après la mise en germination.....	60
Fig.40. Préparation des sachet étiquetés pour le semis des sept génotypes de pois chiche	61
Fig.41. Schéma du protocole expérimental pour le semis du pois chiche.....	62
Fig.42. Semis du pois chiche le semi a été réalisé le 18 mars 2017.....	62
Fig.43. Levée du pois chiche chez le génotype ILC 482.....	63
Fig.44. Ramification du pois chiche le 30 mars 2017.....	63
Fig.45. Floraison du pois chiche.....	63
Fig.46. Début de la formation de gousses chez le génotype FLIP 98-41.....	64
Fig.47. Pleine formation de gousses.....	64
Fig.48. Apparition de la première fleur le 29 avril.....	65
Fig.49. Mesure de la hauteur de la tige avant (a) et après (b) l'application du stress l'application du stress.....	65
Fig.50. Déterrement (a) et le rinçage (b) des racines des plantes.....	66
Fig.51. Plant du pois chiche après déterrement et la détermination de la longueur de la racine principale.....	66
Fig.52. Estimation du volume des racines.....	67
Fig.53. Disposition des nodules sur les racines du pois chiche.....	67
Fig.54. Pesage des nodules récupérés et comptée sur les racines de chaque plante sous les 05 traitements.....	68
Fig.55. Détermination du poids frais et du poids sec des parties aériennes et racinaires.	68
Fig.56. Préparation des échantillons pour la mise en congélateur pour une utilisation ultérieure (génotype FLIP98-41).	70
Fig.57. Estimation du taux de cendres à l'aide d'un four à moufle.	71

Fig.58. Préparation des échantillons pour la calcination.	71
fig.59. Calcination de la poudre végétale pour la préparation des solutions de dosage des minéraux.....	72
fig.60. Ajout de l'acide nitrique, et la préparation des solutions pour le dosage des éléments minéraux.....	72
Fig.61. Lecture par le spectrophotomètre à flamme.....	73
Fig.62. Pesage des gousses du pois chiche à la fin de l'application du stress salin.....	74
Fig.63. Dosage de la chlorophylle a, b, totale et des caroténoïdes à l'aide d'un spectrophotomètre à UV.....	75
Fig.64. Extraction des sucres solubles des feuilles et des racines des sept génotypes à l'aide de l'éthanol.....	76
Fig.65. Dosage des sucres solubles à l'aide du spectrophotomètres.....	76
Fig. 66. Préparation des extraits des feuilles et des racines pour le dosage des composés phénoliques.....	78
Fig.67. Préparation des solutions nécessaires pour le dosage des composés phénoliques.....	78
Fig.68. Dosage des polyphénols totaux des feuilles et des racines du pois chiche.....	78
Fig.69. Lecture des densités optiques à l'aide du spectrophotomètre à UV.....	79
Fig.70. Dosage des flavonoïdes totaux.....	80
Fig.71. Dosage des tanins condensés.....	80
Fig.72. Réaction entre un antioxydant et un radical libre (DPPH).....	81
Fig.73. Structure du DPPH avec sa forme libre et réduite	82
Fig.74. la préparation de la solution du DPPH.....	82
Fig.75. L'apparition de la couleur jaune après l'ajout du DPPH aux extraits méthanoliques.....	83
Fig.76. la lecture des absorbances à l'aide du spectrophotomètre à UV.....	83
Fig.77. Effet de la salinité sur la précocité de la germination du pois chiche (après 24 heures).....	86
Fig.78. Effet de la salinité sur le taux quotidien de la germination du pois chiche (après 48 heures).	88
Fig.79. Effet de la salinité sur le taux de germination du pois chiche après 72 heures....	89
Fig. 80. Effet de la salinité sur le taux de germination du pois chiche après 96 heures...90	

Fig.81. Effet de la salinité sur le taux quotidien de la germination du pois chiche (après 120 heures).....	91
Fig.82. Effet de la salinité sur le taux final de la germination (après six jours).....	92
Fig.83. Effet de la salinité sur la cinétique de la germination des sept géotypes du pois chiche.....	93
Fig.84. Le coefficient de vélocité (CV) et le temps moyen de la germination (TMG) des sept géotypes de pois chiche.....	95
Fig.85. Coefficient de vélocité pour l'ensemble des géotypes de pois chiche.....	95
Fig.86. Temps moyen (TMG) de la germination pour l'ensemble de géotypes de pois chiche.....	97
Fig.87. Effet du stress salin sur la germination moyenne journalière des sept géotypes du pois chiche.....	98
Fig.88. Effet du stress salin sur la longueur de la radicule.....	99
Fig.89. Effet de la salinité sur la longueur de la tigelle.....	100
Fig.90. Effet du stress salin sur la vigueur des semences des sept géotypes de pois chiche.....	101
Fig.91. Effet du stress salin sur le taux d'imbibition des graines après 12 heures de la mise en germination.....	102
Fig.92. Effet du stress salin sur le taux d'imbibition des graines après 72 heures de la mise en germination.....	104
Fig.93. Effet du stress Salin sur la teneur en eau des graines.....	105
Fig. 94. Indice de tolérance à la salinité.....	106
Fig.95. Effet de la salinité sur la longueur des tiges.....	107
Fig.96. Effet du stress salin sur la longueur des racines.....	109
Fig.97. Effet du stress salin sur le volume des racines.....	110
Fig. 98. Effet du stress salin sur le ratio (Longueur des racines/ longueur des tiges).....	111
Fig.99. Effet du stress salin sur le nombre des nodules.....	112
Fig.100. La différence entre les nodules chez le témoin (à gauche) et celles soumises à 170 mM.l-1 (à droite) chez le géotype Flip 93-93.....	113
Fig.101. Effet du stress salin sur le poids des nodules racinaires.....	114
Fig.102. Effet du stress salin sur la teneur en eau des tiges.....	115
Fig.103. Effet du stress salin sur la teneur en eau des racines.....	116
Fig.104. Effet du stress salin sur l'indice de sensibilité à la salinité.....	117

Fig. 105. Effet du stress salin sur le poids frais de la biomasse aérienne.....	118
Fig. 106. Effet du stress salin sur le poids de la biomasse fraîche racinaire.....	119
Fig.107. Effet du stress salin sur le poids sec des tiges.....	120
Fig.108. Effet du stress salin sur le poids sec des racines.....	121
Fig.109. Ratio biomasse sèche racinaire/ biomasse sèche aérienne.....	122
Fig.110. Effet du stress salin sur l'indice de tolérance à la salinité BSA.....	123
Fig.111. Indice de tolérance à la salinité du poids sec racinaire.....	124
Fig.112. Effet du stress salin sur le taux de cendres des feuilles.....	125
Fig.113. Effet du stress salin sur le taux de cendres des racines.....	126
Fig.114. Effet du stress salin sur la teneur en sodium des feuilles.....	127
Fig.115. Effet du stress salin sur la teneur en sodium des racines.....	128
Fig.116. Effet du stress salin sur la teneur en potassium des feuilles.....	129
Fig.117. Effet de la salinité sur la teneur en potassium des racines.....	131
Fig.118. Effet du stress salin sur la teneur en calcium des feuilles.....	132
Fig.119. Effet du stress salin sur la teneur en calcium des racines.....	133
Fig.120. Effet du stress salin sur le ratio K^+/Na^+ des feuilles.....	134
Fig.121. Effet du stress salin sur le ratio K^+/Na^+ des racines.....	135
Fig.122. Effet du stress salin sur le RATIO Ca^{+2}/Na^+ des feuilles.....	136
Fig.123. Effet du stress salin sur le RATIO Ca^{+2}/Na^+ des racines.....	137
Fig.124. Effet du stress salin sur le nombre de fleurs des sept géotypes de pois chiche.....	138
Fig.125. Nombre de gousses par plant chez le géotype FLIP84-92	139
Fig.126. Effet du stress salin sur le nombre de gousses/plant.....	140
Fig.127. Effet du stress salin sur le poids de gousses/plant.....	141
Fig.128. Effet de la salinité sur la pigmentation des feuilles en chlorophylle chez le géotype Flip 84-92.....	142
Fig.129. Effet du stress salin sur la teneur en chlorophyllea.....	143
Fig.130. Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle b.....	144
Fig.131. Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle totale.....	145
Fig.132. Effet du stress salin sur la teneur en caroténoïdes.....	146
Fig.133. Effet du stress salin sur la teneur en sucres solubles des feuilles de pois chiche.....	147

Fig.134. Effet du stress salin sur la teneur en sucres solubles des racines de pois chiche.....	148
Fig.135. Ratio Teneur en sucres solubles des feuilles/Teneur en sucres solubles des racines.....	150
Fig.136. Effet du stress salin sur la teneur en proline des feuilles du pois chiche.....	151
Fig.137. Effet du stress salin sur la teneur en proline des racines du pois chiche.....	152
Fig.138. Effet du stress salin sur la teneur en polyphénols des feuilles.....	153
Fig.139. Effet du stress salin sur la teneur en polyphénols des racines.....	154
Fig.140. Effet du stress salin sur la teneur en flavonoïdes des feuilles.....	155
Fig.141. Effet du stress salin sur la teneur en flavonoïdes des racines.....	156
Fig.142. Effet du stress salin sur la teneur en tanins condensés des feuilles.....	158
Fig.143. Effet du stress salin sur la teneur en tanins condensés des racines.....	159
Fig.144. Effet de la salinité sur la concentration inhibitrice IC50.....	160
Fig.145. Effet du stress salin sur la conductivité électrique du sol (l'unité).....	161
Fig.146. Analyse en composantes principales des paramètres étudiés au cours de la germination.....	162
Fig.147. Représentation graphique des sept génotypes de pois chiche dans les axes1et 2 d'une analyse en composantes principale sous les cinq traitements salins.....	163
Fig. 148. Représentation graphique des les cinq traitements salins dans les axes1et 2 d'une analyse en composantes principale pour les sept génotypes de pois chiche.....	164
Fig.149. Analyse en composantes principales des paramètres étudiés au cours de la floraison.....	165
Fig.150. Représentation graphique des sept génotypes de pois chiche dans les axes1et 2 d'une analyse en composantes principale sous les cinq traitements salins.....	166
Fig. 151. Représentation graphique des les cinq traitements salins dans les axes1et 2 d'une analyse en composantes principale pour les sept génotypes de pois chiche.....	167

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION GENERALE

Entre la lutte contre les changements climatiques et celui de la sécurité alimentaire, la préservation de la santé publique la pression démographique et la baisse du pouvoir d'achat, sont les défis les plus importants auxquels font face de nombreux pays. Ce sont en fait des défis planétaires liés directement au développement durable dans lequel de nombreux facteurs sont à prendre en considération. Une alternative est le développement des cultures écologiques à l'exemple des légumineuses dont le rôle est prouvé dans la préservation des sols. (Cherif, 2019)

En plus d'être un produit bon marché et une source des protéines végétales par excellence pour substituer aux protéines animales essentiellement dans les régions où la viande et les produits laitiers ne sont pas accessibles pour des raisons géographiques ou économiques, les légumineuses à travers toutes ses variétés revêtent une grande importance dans l'alimentation humaine et animale au niveau mondial. (Cherif, 2019 ; Kharrat et Maatougui, 2019 ; Ben mbarek et *al.*, 2012). Elles continuent d'être présentes dans les systèmes agraires des pays de l'Afrique du Nord (Algérie, Maroc, Tunisie) puisqu'elles ont un intérêt particulier dans le concept de l'agriculture durable dans la mesure où leur introduction dans l'assolement instaure la rotation des cultures, la diversification des productions et la protection de l'environnement contre la pollution par les engrais azotés en raison de leur association avec les rhizobiums fixateurs d'azote, c'est pour cette raison elles sont considérées comme respectueuses de l'environnement (Crews & Peoples, 2004; Barea et *al.*, 2005; Valiente-Banuet & Verdú, 2007; Peoples et *al.*, 2009; Ben Mbarek et *al.*, 2009).

Les légumineuses sont particulièrement connues pour être de bons précédents culturaux pour les céréales par rapport à des précédents céréales ou oléagineux (Preissel et *al.*, 2015). Angus et *al.* (2015) ont mis en évidence une augmentation moyenne du rendement du blé précédé d'une culture de légumineuse, de colza ou d'avoine : de 0,92, 0,80 et 0,53 t/ha respectivement, par rapport à un précédent blé. Aussi, elles jouent un rôle important dans l'amélioration de la fertilité du sol en matière d'azote. Elles ont aussi la capacité de pousser sur des sols pauvres améliorant ainsi leur structure et leur fertilité. (Manchanda et Garg, 2008, Graham et *al.*, 2003)

En Algérie, les légumineuses alimentaires occupent une place importante dans les systèmes de cultures et dans l'alimentation de la population. La production reste assez faible et les importations sont en pleine croissance. (Abdelguerfi-Laouar M et *al.*, 2001), nombreux sont les agriculteurs qui exhibent des parcelles impeccables.

Plusieurs wilayas font d'ailleurs état d'une augmentation des surfaces consacrées à ces cultures. C'est le pari du ministère de l'agriculture (MADR) de réduire, dès 2020, la facture annuelle des importations (150 millions de dollars), dont les haricots, le pois chiche et la lentille représentent la plus grande partie. (Belaid,2016 ; Kharrat et Maatougui,2019)

Les plus grandes limitations à atteindre un niveau satisfaisant des besoins sont : la régression des superficies, la faible productivité, la croissance démographique et les défaillances au niveau des politiques de développement. (Kharrat et Maatougui,2019)

En basant sur la régression des superficies, dans les zones arides et semi-arides, la salinité est l'un des facteurs majeurs responsables de la détérioration des sols en les rendant impropres à l'agriculture. Par leur concentration excessive en sels, les sols salins constituent un environnement défavorable pour la croissance de la plupart des légumineuses. (Benidire et *al.*, 2015)

La salinisation des sols est la conséquence d'une combinaison de quatre moteurs principaux, y compris les facteurs physiques, la croissance démographique, la pression économique pour plus de production alimentaire et l'impact du changement climatique qui constitue un phénomène important et sévère qui affecte et catalyse la salinisation des sols au cours de ce dernier demi-siècle (Mandal & Sathyaseelan, 2012 ; Dagar et *al.*, 2016 ; Gorji et *al.*, 2019). Les sols sont intimement liés aux systèmes atmosphériques et climatiques à travers les cycles du carbone, de l'azote et hydrologiques. Par conséquent, le changement climatique affectera les processus du sol et ses propriétés (Karmakar et *al.*, 2016) in (Bannari & Al-Ali, 2020).

La salinisation affecte principalement les régions climatiques arides et semi-arides (Paul et Lade, 2014). À l'échelle mondiale on estime que la salinité a touché plus de 800 millions d'hectares de terres agricoles dans le monde (Yasin et *al.*, 2018), dont 20% de la superficie irriguée est affectée par la salinisation secondaire (Dagar et Minhas, 2016 ; Ivushkin et *al.*, 2019), et des rapports affirment que la salinisation entraîne une perte de terres arables qui est d'environ 2000 ha par jour, et que chaque année, environ 1 à 2% des sols fertiles sont dégradés dans le monde en raison de la salinité (Paul et Lade, 2014; Etesami et Beattie, 2018; Zaman et *al.*, 2018). Il a été prévu que dans les 35 prochaines années, environ 50% des terres sur la planète souffriront en raison de divers degrés de salinité (Thiem et *al.*, 2018).

En Algérie, plus de 20 % des terres irriguées sont affectées par la salinité (Rouabhia & Djabri, 2010). Ce problème a été observée dans plusieurs régions du pays comme à Oran, dans certains périmètres irrigués où la salinité atteint des proportions considérables (Hamdy, 1999). Ces dernières années, de nombreuses politiques nationales et internationales se sont

concentrées sur la protection des sols contre ces menaces. (Schutter, 2019 ; Veerman et al., 2020).

Environ 30 espèces de plantes cultivées fournissent ~ 90% des plantes à l'origine de l'alimentation humaine qui, sous une salinité modérée, réduisent les rendements moyens de 50 à 80% (Panta et al., 2014). Chaque année, la perte de production agricole due à la dégradation des terres induite par le sel coûte environ 27,3 milliards de dollars EU dans le monde (Cherlet et al., 2018).

On estime que les besoins alimentaires mondiaux augmenteront de 70 à 110%, et avec la dégradation croissante des terres, la propagation urbaine et l'intrusion d'eau de mer, des gains de productivité agricole sont indispensables pour les terres salines (Tilman et al., 2011 ; Munns et al., 2012).

Par conséquent, pour résoudre le problème de la sécurité alimentaire du monde, il est urgent de développer des variétés de cultures par sélection conventionnelle et techniques moléculaires modernes (Breseghello et Coelho, 2013). Les espèces végétales tolérantes au sel développent plusieurs mécanismes pour faire face au stress salin comme l'élimination des espèces réactives de l'oxygène (ROS), la production d'acides aminés (la proline), l'accumulation d'osmolytes, la régulation ionique (par antiporteur Na^+ / H^+) et l'exclusion des sels (Patel et al., 2017 ; Safdar et al., 2019).

La sélection des variétés et des génotypes tolérants aux sels, est capable de minimiser les effets dépressifs de la salinité sur les rendements, permettrait certainement d'améliorer la production agricole et de valoriser les sols des zones touchées par la salinité. (Benidire et al., 2015).

C'est l'une des solutions permanentes et complémentaires pour minimiser les répercussions de la salinité qui commence à prendre de l'ampleur à travers le monde entier et surtout dans les zones arides et semi-arides dont l'Algérie fait partie. Pour cette raison notre travail a pour objectif d'étudier le comportement morphologique, physiologique, hydrique, minérale, biochimique, phytochimique, et symbiotique de sept génotypes de pois chiche.

Ainsi notre travail se décline en deux parties :

- 1. Une synthèse bibliographique** comportant trois chapitres :
 - I. Généralités sur la salinité et le stress salin
 - II. Généralité sur les et le pois chiche
 - II. Effet de la salinité sur les plantes et les mécanismes d'adaptation

- 2. Une partie expérimentale, avec** deux expérimentations :

- ✓ Effet du stress salin sur la germination du pois chiche : elle consiste à comparer le comportement germinatif des sept génotypes sous cinq concentrations salines en étudiant les paramètres suivants : la précocité de la germination, les taux quotidiens, le taux final, la cinétique, le coefficient de vélocité et le temps moyen de la germination, le taux d'imbibition, la teneur en eau des graines, la longueur de la tigelle et de la radicule, la vigueur des semences et l'indice de tolérance à la salinité.
- ✓ Effet du stress salin sur la floraison du pois chiche : La deuxième partie l'application du stress salin (cinq concentrations de NaCl) en stade floraison et les paramètres étudiés sont : les paramètres morphologiques, hydriques et minérales, biochimiques, phytochimiques, l'activité antioxydante des extraits méthanoliques des feuilles, et la conductivité électrique du sol.

Discussion générale

Conclusion et perspectives

Synthèse bibliographique

Chapitre I : Généralités sur la salinité et le stress salin

I.1.Introduction

Le sol est un système complexe en évolution continue et en équilibre dynamique avec les autres composantes environnementales, sensible aux effets du changement climatique et des activités humaines (Smith et *al.*, 2012). Pourtant, il constitue une ressource substantiellement non renouvelable dans le sens où le taux de sa dégradation est potentiellement rapide (Zewdu et *al.*, 2017), tandis que les processus de formation et de régénération du sol sont extrêmement lents.

Suivant les cas et en fonction des conditions environnementales, les sols contiennent des sels en quantité plus ou moins importante (Barbouchi et *al.*, 2013). Dans le sol, la présence d'éléments minéraux en solution est la source des éléments nutritifs pour les plantes (Barbouchi et *al.*, 2013). L'accumulation excessive de sels solubles à la surface du sol est appelée salinisation des sols qui devient un problème agricole majeur dans le monde, principalement dans les zones arides et semi-arides.

I.2. Notion de la salinisation

L'eau s'évapore à l'état pur laissant les sels et les autres substances derrière. (Carter, 1975). Cette évapotranspiration entraîne une augmentation de la concentration de sels dans les sols. Ces sels sont des composants essentiels de l'écosystème du sol (Yadav et *al.*, 2019). Dans la genèse du sol, divers types de sels solubles sont libérés, principalement les cations Na^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , et les anions HCO_3^{2-} (le bicarbonate), CO_3^{2-} (le carbonate), SO_4^{2-} (le sulfate) et Cl^- (le chlorure) (Qadir et *al.*, 2000 ;Yadav et *al.*, 2019). Les sols salins ont des sels à l'état de solution plus élevés que l'intervalle normale et dépasse les macronutriments de 1 ou 2 fois et encore plus pour les micronutriments sur les sites d'échange cationique (Kronzucker et *al.*, 2013 ; Hanin et *al.*, 2016).En raison de la concentration élevée de Na^+ dans la solution du sol, l'activité des nutriments diminue et crée une quantité extrême de $\text{Na}^+ / \text{Ca}^{2+}$ ou Na^+ / K^+ (Yadav et *al.*, 2019).

La surveillance régulière de la salinité du sol pour obtenir des informations précises sur son étendue spatiale et son ampleur de gravité est essentielle pour une gestion efficace des terres et de l'eau dans les zones agricoles affectées. Ceci peut être réalisé en cartographiant la conductivité électrique (CE) du sol (Richards,1954). Cependant, les méthodes conventionnelles d'enquêtes sur le terrain sont coûteuses et prennent du temps. Un grand nombre d'échantillons est nécessaire pour caractériser adéquatement

la salinisation sur de vastes zones, car la salinité du sol montre une forte variabilité spatiale sur de courtes distances. La télédétection a été reconnue comme une technique prometteuse pour détecter et cartographier la salinité des sols au cours des dernières décennies (Allbed et Kumar,2013). La relation entre les informations spectrales extraites des données satellitaires et les spectres de réflectance du sol permet de surveiller et de cartographier la salinité régionale et mondiale du sol avec une plus grande efficacité et à faible coût dans un temps plus court (Nouri et *al.*,2018).

La figure 1 montre la répartition mondiale de la superficie des terres affectées par le sel. Par conséquent, il est évident qu'une mauvaise gestion des terres et de l'eau a conduit à la salinisation dans le passé, et la situation deviendrait plus complexe et exaspérante si des mesures appropriées n'étaient pas prises prochainement.

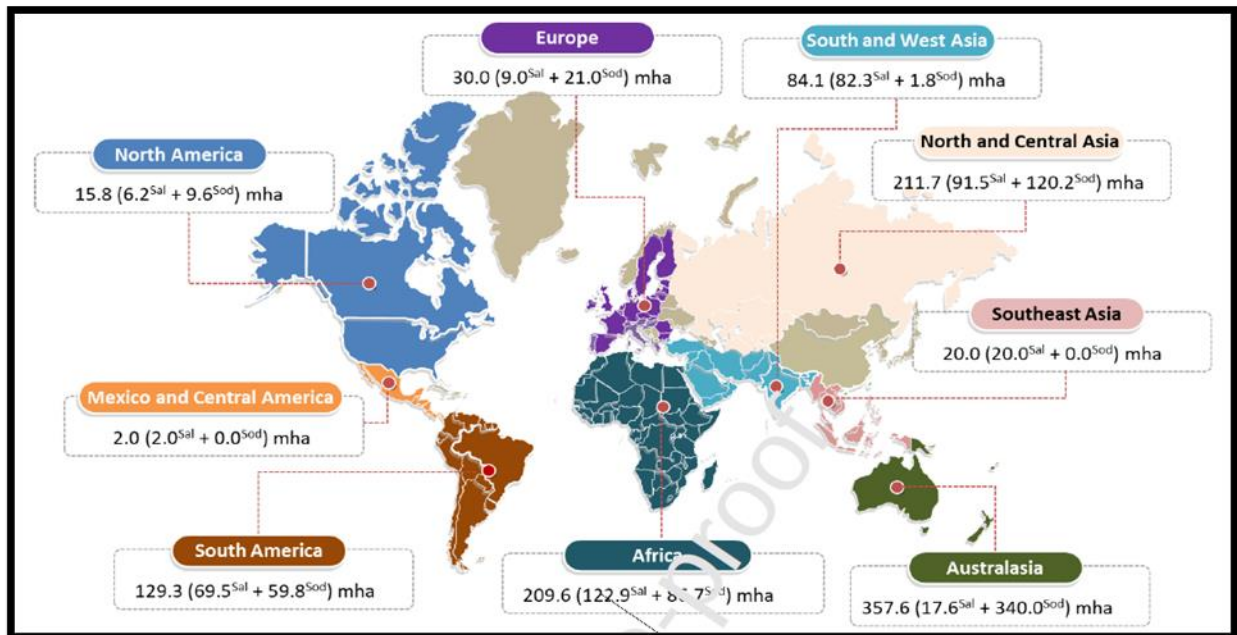


Fig.1. Répartition mondiale des terres affectées par le sel. (FAO 2015 ; Butcher et *al.*, 2016; Zaman et *al.*, 2018)

I.3. Origines de la salinité du sol (les types de salinisation)

En raison de l'expansion de ce problème à travers le monde, les sols salins et alcalins ont été largement étudiés sous divers aspects, y compris leur genèse, leurs propriétés physiques et chimiques, leur fertilité, leur gestion et leur utilisation (Kamphorst et Bolt, 1976 ; Bresler et *al.*, 1982 ; Szabolcs, 1989 ; Pessaraki et Szabolcs,

1994). Et les facteurs qui contribuent à leur formation et à l'accumulation de sels solubles dans une région sont nombreux. (Qadir et al., 2000 ; Barbouchi et al., 2013).

Il existe deux classifications des types de salinisation celle de Selon Ghassemi et al. (1995) et celle de Rengasamy. (2006).

I.3.1. Première classification de la salinisation

Selon Ghassemi et al. (1995), il existe deux principaux facteurs de salinisation des sols à savoir la salinisation primaire par des causes naturelles et la salinisation secondaire par des actions anthropiques (Ondrasek et al., 2011 ; Alam et al.,2017).

I.3.1.1. Salinisation primaire ou naturelle, elle résulte de l'accumulation de sels solubles dans les sols ou les eaux souterraines par un processus naturel sans aucune intervention de l'Homme, elle résulte sur de longues périodes géologiques à cause des activités liées au changement climatique telles que la température, le niveau des précipitations, l'absence de drainage (Richards, 1954 ; Alam et al.,2017), ou l'accumulation naturelle de sels solubles dans le sol à partir de l'altération des roches et des minéraux saline libérant des sels de divers types (Richards, 1954 ; Alam et al.,2017), ou d'une remontée capillaire provenant d'une eau souterraine saline (Rengasamy, 2010). L'exposition prolongée à des agents des conditions météorologiques tels que les précipitations et les vents peuvent entraîner des zones semi arides et arides avec des sols salins (Polash et al.,2019). Dans ces régions, les précipitations ne suffisent pas à lessiver les sels solubles du sol (Sparks,2003).

I.3.1.2. Salinisation secondaire ou anthropique, induite par l'homme, elle se produit dans les régions arides et semi-arides, où le climat rend l'irrigation nécessaire à toute mise en culture, ces ressources en eaux peuvent être de mauvaise qualité ou contenant des niveaux élevés de sel provenant de puits contaminés par le sel (Richards, 1954 ; Barbouchi et al., 2013 ; Daliakopoulos, 2016 ; Alam et al.,2017). D'autre part l'apport excessif de fertilisants dans un souci d'augmenter les rendements provoque aussi la salinité secondaire des sols (Quadir et Oster, 2004).

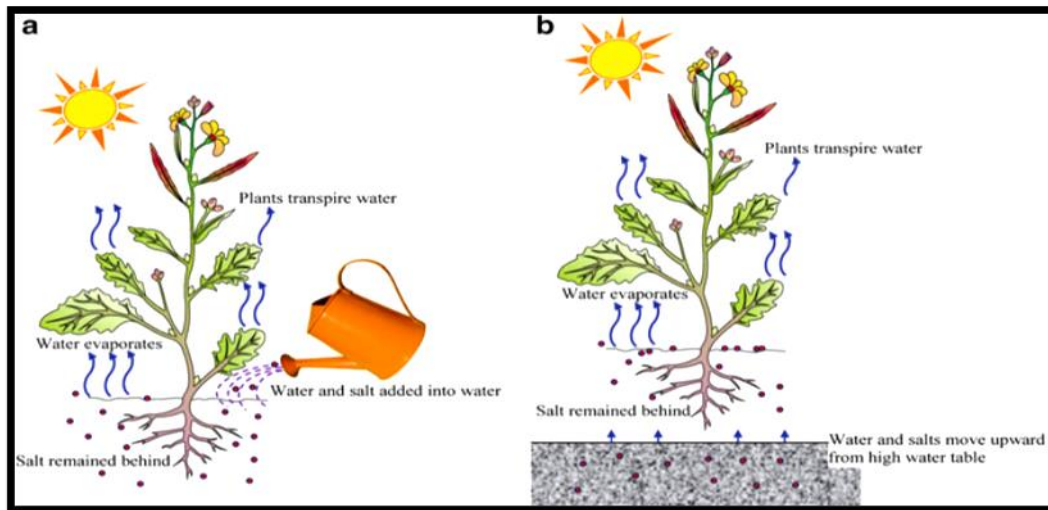


Fig.2. Salinisation des terres cultivées.

(a) : causée par l'eau d'irrigation salée ; (b) : causée par l'élévation de la nappe phréatique avec eau salée. (Hasanuzaman, 2012)

La salinisation primaire (naturelle) a été estimée à un peu moins d'un milliard d'hectares dans le monde, tandis que la salinisation secondaire (induite artificiellement par les activités humaines) se produit sur environ 77 Mha, principalement dans les zones intensivement cultivées et irriguées de l'Inde, du Pakistan, de la Chine, de l'Irak et de l'Iran. En raison des activités humaines liées à une mauvaise gestion de l'eau, de vastes zones du bassin méditerranéen, en Australie, en Asie centrale, au Moyen-Orient et en Afrique du Nord sont intéressées par le risque de salinisation. (Cherlet et *al.*, 2018)

I.3.2. Deuxième classification de sols salins

Selon Rengasamy. (2006), il existe trois principaux types de salinité (Fig.3) basés sur les processus du sol et des eaux souterraines partout dans le monde, et ceux-ci sont différents de la classification normale de Salinité « primaire » ou « secondaire » ou sols salins et sodiques tel que défini par Ghassemi et *al.*, (1995).

I.3.2.1. Salinité associée aux eaux souterraines (GAS : en anglais *ground water associated salinization*). Dans les paysages naturels, les eaux souterraines montent vers la surface du sol apportant les sels dissous. La force pour le mouvement ascendant de l'eau et des sels est l'évaporation du sol et la transpiration des plantes. Généralement, la nappe phréatique dans le paysage est au niveau ou très proche du sol, les propriétés de la surface et du profil du sol du site permettent une vitesse maximale de déplacement de l'eau à travers les couches superficielles. L'accumulation du sel est élevée lorsque la

nappe phréatique est inférieure à 1,5 m sous la surface du sol (Talsma, 1963). Cependant, cette profondeur du seuil peut varier en fonction des propriétés hydraulique du sol et des conditions climatiques.

I.3.2.2. Salinité non associée aux eaux souterraines (NAS), dans les paysages où la nappe phréatique est profonde et le drainage est médiocre, les sels, qui sont introduits par la pluie, les intempéries et les dépôts éoliens sont stockés dans le profil du sol. Dans les zones climatiques les plus sèches, ces réserves de sel se trouvent généralement dans le profil du sol. Cependant, les mauvaises propriétés hydrauliques des couches de profil peu profondes peuvent conduire à l'accumulation de sels dans la couche arable et les couches du sous-sol affectant la productivité de l'agriculture. Dans les régions où les sols sodiques sont prédominants, ce type de salinité est une caractéristique commune.

I.3.2.3. Salinité associée à l'irrigation (SAI), les sels introduits par l'eau d'irrigation sont stockés dans la zone racinaire à cause du lessivage insuffisant, l'eau d'irrigation de mauvaise qualité, la faible conductivité hydraulique des couches de sol comme dans les sols lourds argileux et sols sodiques, et les conditions d'évaporation élevées accélèrent la salinité induite par l'irrigation. L'utilisation d'eaux d'effluent très salines et la mauvaise gestion de drainage augmentent le risque de salinité dans les sols irrigués. Dans de nombreuses régions d'irrigation, l'eau souterraine saline montante interagissant avec les sols dans la zone racinaire peut aggraver le problème.

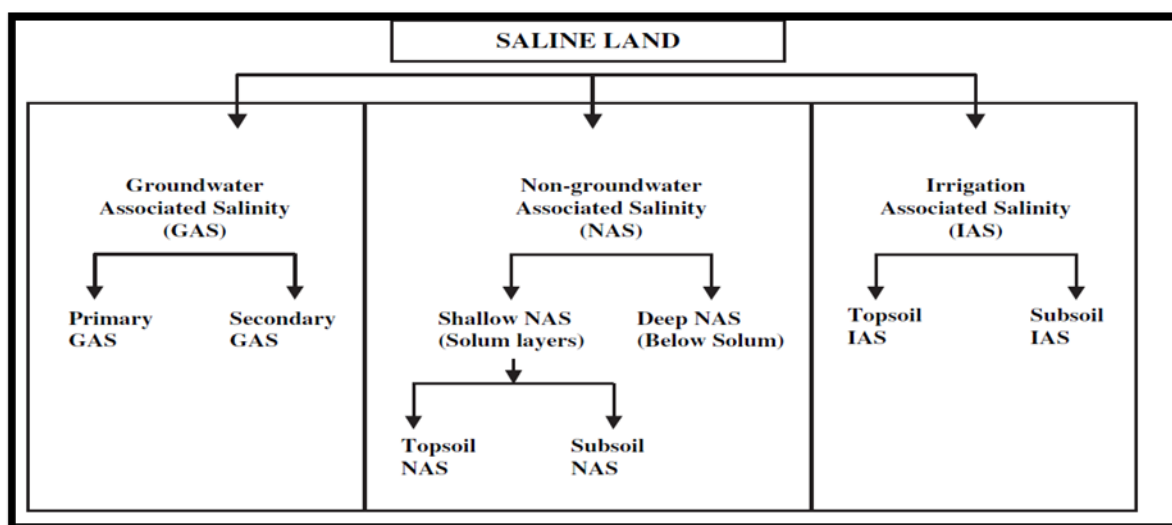


Fig.3. Principaux types de salinité dans le monde. (Rengasamy ,2006)

I.4. Classification des sols salins

Les sols salins sont classés en fonction de la conductivité électrique de la solution du sol (CE) et du taux d'adsorption du sodium (SAR) ou du pourcentage de sodium échangeable (ESP) (Richards, 1954). Les sols salins ont une $EC_e > 4,0 \text{ dS.m}^{-1}$ et un SAR < 13 (ou un sodium échangeable $< 15\%$). La conductivité électrique est linéairement liée au total des sels dissous dans la solution. Tout sol est classé comme sol salin lorsque la conductivité électrique (CE) ou la concentration en sel est atteinte à 4 dS.m^{-1} (déciSiemens par mètre) ou plus, ce qui correspond à environ 40 mM (millimolaire) de NaCl. (Richards, 1954 ; Suarez, 2005)

Dans la littérature, il existe deux classifications les plus acceptées pour les sols salins. **La première est la classification du personnel du laboratoire de salinité des États-Unis** dans laquelle il est le plus couramment utilisé le terme «sol affecté par le sel» pour indiquer les sols salins, salins-sodiques et sodiques. Dans cette classification, un sol salin a une $CE \geq 4 \text{ dS m}^{-1}$, un pourcentage de sodium échangeable (ESP) < 15 et un pH $< 8,5$ tandis que la solution saline-sodique ne diffère que pour l'ESP ≥ 15 et le pH $\geq 8,5$. Les sols sodiques ont $EC < 4 \text{ dS m}^{-1}$, ESP ≥ 15 et pH $> 8,5$. Les sols affectés par le sel ont été classés en fonction de leurs valeurs de pourcentage de sodium échangeable (ESP), de conductivité électrique (CE) et de pH (tableau 2).

Lorsque les particules d'argile du sol absorbent le sodium jusqu'à ce qu'elles conduisent à une EC_e inférieure à 4 dS m^{-1} et à un pH $> 8,5$, de nombreux éléments physico-chimiques des problèmes commencent à survenir et le sol devient « sodique » (Rengasamy, 2010)

Tableau.1. Classification des sols affectés par la salinité selon leurs propriétés.

sol	pH	CE (ds/m)	ESP	SAR
Sol salin	< 8.5	> 4	< 15	< 13
Sol sodique	> 8.5	< 4	> 15	> 13
Sol sal-sodique	≥ 8.5	> 4	< 15	< 13

SAR : le ratio d'adsorption du sodium mesuré dans l'extrait saturé.

Source : (Richards, 1954)

Selon l'approche de classification de World Reference Base Classification (IUSS Working Group WRB, 2014), les sols affectés par le sel sont divisés en deux classes : solonchacks (salines salines avec $EC_e > 15$ dSm⁻¹ dans les 125 premiers cm) et solonetz (sols riches en arésodique avec un ESP > 15), tous deux divisés en sous-classes (Zaman et al., 2018). Le groupe de référence des Solonchacks est assez répandu dans toutes les zones arides et semi-arides de l'Afrique du Nord, du Proche-Orient, de l'Asie centrale, de l'Inde, de l'Iran et de l'Irak, de l'Australie et des Amériques. Le groupe de référence de Solonetz, principalement situé dans les régimes climatiques de steppe et les paysages plats avec un drainage médiocre, a été cartographié en Ukraine, en Fédération de Russie, en Europe de l'Est, en Chine, en Inde, aux États-Unis, au Canada, en Afrique australe et orientale et en Australie. Les dernières études et cartes au niveau mondial ont rapporté une superficie estimée d'environ 260 Mha et 135 Mha couverte par Solonchacks et Solonetz, respectivement (Cherlet et al., 2018).

I.5. Effet de la salinité sur les sols

De nombreuses littératures scientifiques montrent l'effet de la salinité sur le fonctionnement global de l'écosystème du sol. Certains des effets majeurs sont discutés ci-dessous:

I.5.1. Effet sur les propriétés du sol

Le sol est la base de la vie sur terre, responsable de certains cycles et réactions biogéochimiques qui permettent le développement des plantes, de la microflore et de la faune, et d'autres organismes du sol ; elle est fortement affectée par la salinisation (Matosic et al., 2018). Comme on a cité au-dessus, en raison de certaines conditions environnementales, l'excès de sel s'accumule dans les horizons du sol, ce qui détériore plus tard les propriétés physico-chimiques et biologiques du sol (Yadav et al., 2019).

La haute concentration en sel affecte négativement les propriétés physico-chimiques et biologiques du sol (Amini et al., 2016). Elle provoque une détérioration structurelle (gonflement, extinction, dispersion, prise dure et croûte superficielle), ce qui entraîne une baisse de la **conductivité hydraulique**, l'infiltration d'eau et la porosité (Amini et al., 2016). La salinité élevée entraîne un pH élevé, une perte de matière organique, une réduction du cycle des nutriments (minéralisation du C et N), une carence en éléments nutritifs et une toxicité de certains anions/cations dominants dans

le sol (Patel et *al.*, 2017 ; Su et *al.*, 2018 ; Dagar et *al.*, 2019). En général, les sols affectés par le sel présentent des carences en éléments nutritifs (principalement N, P, K) et une disponibilité réduite des micronutriments (tels que Al, Fe, Zn, Cu, Mn), probablement en raison de valeurs de pH élevées (Fageria et *al.*, 2011). Les enzymes du sol comme la β -glucosidase (pour la minéralisation du C) et l'uréase (pour la minéralisation N), et la phosphatase (pour minéralisation du P) joue un rôle majeur dans le cycle des nutriments (Dagar et *al.*, 2019).

Les études ont rapporté que l'inhibition de nombreuses activités enzymatiques du sol, principalement la phosphatase alcaline, β -glucosidase, benzoyl-argininamide, déshydrogénase, hydrolase, amylase, invertase, uréase, et la catalase (CAT), avec une salinité croissante du sol (De Souza Silva et Fay 2012 ; Dagar et *al.*, 2019). Les principales transformations biochimiques dans le sol sont principalement dues aux activités enzymatiques du sol, et ces changements dans le sol décrivent la qualité du sol.

La quantité du sodium dans le sol est la mesure clé de la sodicité et est appelé le pourcentage de sodium échangeable (ESP).

Le sol sodique est un problème important qui réduit la productivité des cultures. Sodique on s'attend à ce que les conditions affectent négativement la productivité du sol car ces conditions conduisent à une mauvaise ventilation, à un développement racinaire limité et à des maladies des racines. D'un point de vue agricole, suffisamment de sodium échangeable présent dans le sol a un effet négatif sur la croissance des plantes. Dans des conditions naturelles, lorsqu'un excès de sodium est absorbé par la charge négative des particules d'argile, la force qui maintient les particules d'argile ensemble est considérablement réduite. Et quand il sèche, ces particules d'argile forment des couches denses et bloquent les pores. Cela affaiblit l'agrégation du sol et provoque un effondrement structurel, en raison à un mouvement limité de l'eau et de l'air à travers elles. (Gangwar et *al.*, 2020).

I.5.2. Effet de la salinité sur la microflore du sol

Les plantes en croissance dépendent de la microflore de leur sol pour les traits favorisant la croissance, les phytohormones, les activités enzymatiques et certains mécanismes vitaux qui aident les plantes à combattre différents stress environnementaux biotiques et abiotiques (Egamberdieva et *al.*, 2017). Les micro-organismes sont essentiels pour les plantes car ils établissent des associations étroites

avec les racines des plantes et solubilisent les nutriments essentiels pour les rendre disponibles pour l'absorption des plantes (Selvakumar et *al.*, 2018).

Sur la rhizosphère végétale

À des concentrations plus élevées de salinité, les microbes sont affectés par les sels solubles via deux mécanismes : effet osmotique et effet ionique spécifique (Yan et *al.*, 2015). Il est beaucoup plus difficile à survivre et à extraire l'eau du sol pour les microbes lorsque la concentration des sels solubles augmentée à l'extérieur des cellules, il en résulte une perte d'eau de la cellule à travers la plasmolyse (exosmose) et la destruction des microbes (De Souza Silva et Fay, 2012 ; Yan et *al.*, 2015). La communauté microbienne est un élément essentiel du maintien de la santé et la qualité des sols (Kennedy et Stubbs, 2006). La salinité du sol affecte négativement les micro-organismes, et de nombreuses études ont rapporté la réduction de la communauté microbienne, de l'activité microbienne et la biomasse microbienne avec l'augmentation de la salinité (Yan et *al.*, 2015).

I.6. Mise en état des sols salins

Les techniques de gestion des sols telles que les techniques d'irrigation appropriées (éviter la saturation de l'eau), éviter l'utilisation excessive d'engrais inorganiques, intégrer l'agroforesterie (éviter le surpâturage et la déforestation), l'application de bio-engrais, l'entretien par lessivage et les pratiques de travail du sol peuvent être appliqués pour prévenir de futurs événements de salinisation du sol (Machado et Serralheiro, 2017)

L'élimination du sel des sols salins est un processus intensif et nécessite trop de temps et d'argent (Qadir et *al.*, 2014). Cependant, depuis longtemps, la remise en état des sols salins est principalement réalisée par des processus physiques et chimiques. Dans le processus physique, les sels solubles dans la zone racinaire sont éliminés par des méthodes de grattage, de rinçage et de lixiviation (Ayyam et *al.*, 2019). Cependant, dans les méthodes chimiques, l'utilisation du gypse et de la chaux comme agents neutralisants est généralement utilisée (Keren, 2005). Mais ces méthodes ne sont pas durables et sont également considérées comme inefficaces lorsque la concentration en sel est trop élevée. (Egamberdieva et *al.*, 2019).

Chapitre I : Généralités sur la salinité et le stress salin

La remise en état et l'amélioration des sols sodiques est une étape importante pour augmenter la productivité des terres agricoles. Il existe un certain nombre de méthodes pour récupérer les sols sodiques ; la première méthode est le travail du sol, qui contribue à améliorer les propriétés physiques du sol sodique et transforme le sol en un sol fin. La deuxième méthode de la remise en état est la construction d'un drainage parallèle par la technologie hydraulique. Autre comprend l'application de gypse, le lessivage de l'eau qui élimine l'excès de sel à la surface. La phytoremédiation est également l'une des dernières approches en matière de remise en état des sols. Ces méthodes se sont avérées utiles pour récupérer le sol sodique. (Gangwar et *al.*,2020).

Chapitre II : Généralités sur le pois chiche

II.1. Origine et domestication

Des preuves de fond, y compris des graines déterrées datant de 5 450 avant JC (Helbaek, 1970) et la présence de l'ancêtre du pois chiche, *Cicer reticulatum*, suggèrent que le pois chiche est originaire de la région du sud-est de la Turquie voisine de la Syrie (Van der Maesen, 1987). Depuis la Turquie, la culture des pois chiches s'est répandue dans deux directions principales : la province occidentale de la région, où elle est cultivée au printemps et en été, et les parties est et sud, où elle est cultivée pendant la saison sèche et fraîche (Mallikarjuna et al., 2011).

De Wet et al. (1982), ont suggéré quatre centres secondaires de diversité, à savoir : la région du Proche-Orient (y compris le Croissant fertile), la région de l'Hindustani (actuelle Inde et Pakistan oriental), la région d'Asie centrale (Pakistan occidental, Afghanistan, Iran et sud de l'ex-Union du Républiques socialistes soviétiques) et la région méditerranéenne (Liban et Palestine).

Le pois chiche, a ensuite été introduit dans d'autres parties du monde par les Portugais et les Espagnols vers les années 1600, les types Kabuli ayant trouvé leur chemin vers l'Inde dans les années 1800 (Van der Maesen, 1972). Les immigrants indiens ont importé des pois chiches Desi au Kenya dans les années 1800 (Van der Maesen, 1972) et des cultivars de Kabuli ont été introduits beaucoup plus tard. Le pois chiche est une culture relativement nouvelle en Australie avec la première variété Tyson, (une sélection de C235, un cultivar du nord de l'Inde) lancée en 1978 (Berger et al., 2004).

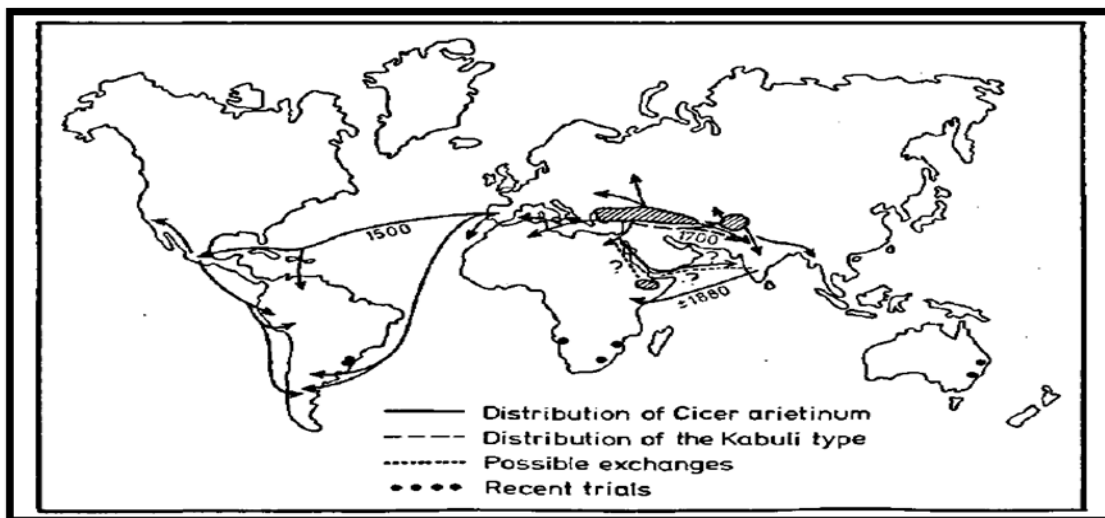


Fig.4. Carte de la zone d'origine et routes de distribution du pois chiche (*Cicer arietinum* L). (Van Der Maesen,1972)

II.2. Systématique et Taxonomie

Le genre *Cicer* appartient à la famille des Leguminosae (également connues sous le nom de Fabaceae ou Papilionaceae), sous-famille des Papilionoideae. C'était à l'origine classé dans la tribu *Vicieae*, mais comme il était suffisamment distinct, il a été considéré comme une tribu monogénérique *Cicereae* (Kupicha,1977, cité par van der Maesen,1987).

Van der Maesen (1987) a reconnu 43 espèces dans le genre *Cicer*, 9 annuelles, 32 vivaces et 2 pour lesquelles les descriptions n'ont pas été tracées. Cependant le pois chiche, *Cicer arietinum* L. est la seule espèce cultivée de ce genre.

Les 43 espèces de *Cicer* sont divisées en quatre sections. Le pois chiche appartient à la section *Monocicer*, avec les espèces annuelles *C. bijugum*, *C. cuneatum*, *C. echinospermum*, *C. judaicum*, *C. pinnatifidum*, *C. reticulatum* et *C. yamashitae* (Van Der Maesen, 1987).

II.2.1-Classification botanique

Selon Kupicha,1977 ; van der Maesen, 1987 ; USDA,2008 et Ruggiero et *al.*,2015 : la classification du pois chiche est la suivante

Régne : Plantae

Sous-règne : Tracheobionta (plantes vasculaires)

Embranchement : spermatophyta (plantes à graines)

Sous-embranchement : Magnoliophyta (=Angiospermes, phanérogames ou plantes à fleurs)

Classe : Magnoliopsida (ou dicotylédones)

Sous-classe : Rosidae.

Ordre : Fabales.

Famille : fabaceae (légumineuses)

Tribu : Cicereae

Genre : *Cicer*

Section : *Monocicer* (Espèces annuelles)

Espèce : *Cicer arietinum*

Nom commun : Pois chiche.

Le nom commun pois chiche est dérivé du nom de genre *Cicer*. La plante était connue sous le nom de pois chiche ou chiche en anglais du 18^{ème} siècle (Hale, 1758). On

pense que la similitude de la forme de la graine du pois chiche avec la tête d'un bélier (bélier en latin) est à l'origine du nom d'espèce *arietinum* (Van Der Maesen, 1987). Le pois chiche est communément appelé garbanzo dans les pays hispanophones et aux États-Unis, et chana ou gramme (du Bengale) en Inde.

Les espèces de *Cicer* appartient à différents pools de gènes, tels que définis par Harlan et De Wet (1971), en fonction de leur capacité à se croiser avec *C. arietinum*. Le placement de l'espèce de la section *Monocicer* dans des pools de gènes primaires, secondaires ou tertiaires varie considérablement d'un chercheur à l'autre ; et continuera probablement à changer avec le temps en fonction des résultats d'autres expériences de croisement. (Croser et al., 2003)

II.3. Morphologie du plant de pois chiche

II.3.1.Plante

Cicer arietinum est une courte herbe annuelle, atteignant une hauteur de moins d'un mètre. En fonction de l'angle des branches et de la surface du sol, la plante suppose dressée, semi-dressée, étalée, semi-étalée et prolongée. (Sajja et al.,2017)

La ramification part de la base au niveau du sol, ce qui donne à la plante un aspect touffu (Fig. 5).

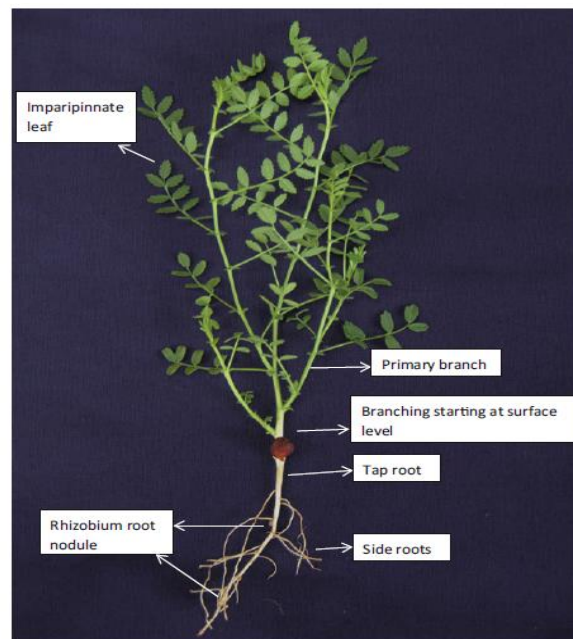


Fig.5. Plant de pois chiche 30 jours après le semis. (Sajja et al.,2017)

La surface de la plante, y compris les racines, la tige, les feuilles et les gousses sont pubescentes, couvertes de glandes et poils non glandulaires. Les poils glandulaires sécrètent un mélange d'acides contenant du malique, oxalique et acide citrique. Ce mélange d'acide agit comme un mécanisme de défense contre les insectes suceurs. L'exsudation des racines aide à solubiliser les nutriments du sol (figure 6). (Sajja et *al.*,2017)



Fig.6. Pubescence sur tige, feuilles, calice de fleur et gousses de pois chiche.
(Sajja et *al.*,2017)

II-3-2-Tige du pois chiche est dressée, ramifiée, visqueuse, poilue, cylindrique, herbacée, verte et solide (en raison de l'hypodermique collenchyme). Les branches sont généralement quadrangulaires, nervurées et vertes. Il y a les branches primaires, secondaires et tertiaires. (Cubero, 1987).

II-3-3-Feuilles sont composées contiennent 5 à 7 paires de folioles poilues par feuille, opposées ou alternes, et le rachis se termine par une foliole (imparipinée). Les folioles sont ovales ou elliptiques avec des marges dentelées. Il existe également des types de feuilles simples (figure 7). (Sajja et *al.*,2017)



Fig.7. Types de feuilles chez le pois chiche : feuille composée et feuille simple (au centre) (Sajja et *al.*,2017)

II.3.4. Racines

Le système racinaire du pois chiche est profond et robuste, avec des racines atteignant une profondeur de 1 à 2 m, ce qui permet à la plante de survivre dans des conditions de stress hydrique (Fig. 3.4). (Van Der Maesen, 1972 ; Thomas et *al.*, 1995 ; Sajja et *al.*,2017 ; GRDC, 2017). Les racines latérales s'étendent à partir d'une racine pivotante primaire (Figure 8). Près de la surface du sol, les racines développent des nodules par symbiose avec la bactérie *Rhizobium (Mesorhizobium ciceri)*. Ceux-ci fixent l'azote atmosphérique, qui devient disponible pour la plante, en échange d'hydrates de carbone. La majorité des nodules se trouvent dans les 15 premiers centimètres du sol. (Loss et *al.*, 1998 ; Sajja et *al.*,2017)



Fig.8. Système racinaire robuste de pois chiche avec racine pivotante et racines latérales. (Sajja et *al.*,2017)

II-3-5- Fleurs

L'inflorescence est une grappe axillaire avec généralement une seule fleur papilionacée bien que deux à trois fleurs aient également été signalé comme se produisant rarement au même nœud. Le pédoncule mesure de 6 à 30 mm de long, tandis que le pédicelle est 6–13 mm de long. Le pédoncule et le pédicelle ressemblent à une seule pièce car ils sont en ligne droite jusqu'à la fécondation, puis le pédicelle se plie vers le bas. (Fig. 9). (Sajja et *al.*,2017)

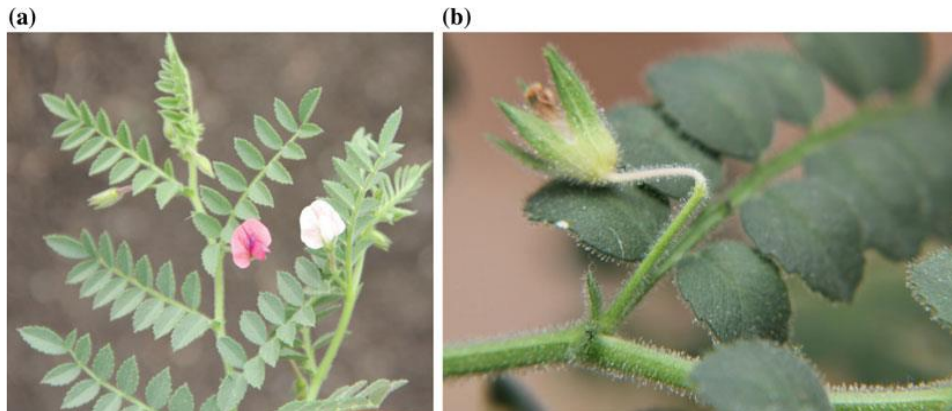


Fig. 9. (a) Principales couleurs des fleurs du pois chiche : rose (à gauche) et blanche (à droite). (b) Flexion du pédicelle après la fertilisation. (Sajja et *al.*,2017)

La fleur peut être décrite comme régulière, bisexuée, avec cinq sépales (rose, blanc, violet ou bleu de couleur) avec des grains de pollen de couleur orange, ovaire pubescent contenant 1–4 ovules (Cubero,1987) (Fig.10.). (Sajja et *al.*,2017).



Fig.10. Types de fleurs chez le pois chiche : (a) Fleur papilionacée de pois chiche. (b) Fleur normale (à gauche) et fleur de type ouvert (à droite). (c) pétales standard, ailes et quille. (d) Étamines diadelphes (9 + 1). (Sajja et *al.*,2017)

II.3.6. Gousses

Elles commencent à apparaître environ six jours après la fécondation et peuvent prendre jusqu'à quatre semaines pour compléter le développement des graines. Le nombre de gousses par plante dépend du génotype et des conditions environnementales, et surtout la disponibilité de l'humidité. La taille de la gousse est généralement comprise entre 15 et 20 mm et peut aller jusqu'à 30 mm selon le génotype, en particulier chez les types Kabuli. Chaque gousse contient généralement une à deux graines et rarement trois (Fig.11). (Sajja et *al.*,2017)

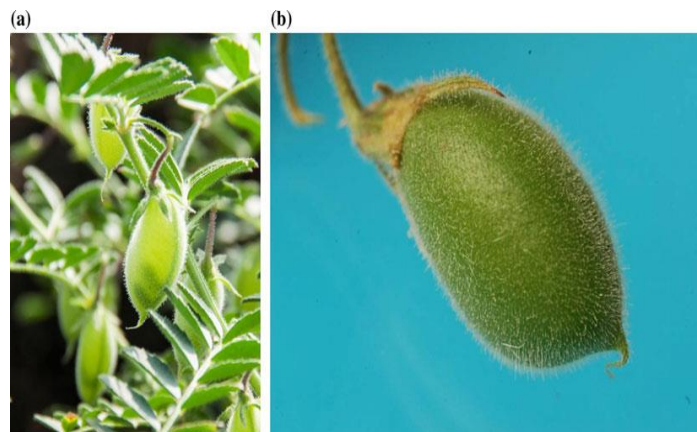


Fig.11. Pubescence sur tige, feuilles, calice de fleur et gousses de pois chiches. (Sajja et *al.*,2017)

Vers la fin du développement des graines, les feuilles commencent à jaunir d'abord, puis la plante entière se dessèche en indiquant la maturité (figure 12). (Sajja et *al.*,2017)



Fig.12. Plantes de pois chiche en maturité. (Sajja et *al.*,2017)

II.3.7. Graine : La forme de la graine en général ressemble à une tête de bélier, alors que d'autres formes existent, telles que globulaire ou quasi-sphérique avec un bec caractéristique. La surface du tégument peut être lisse ou tuberculée. La taille et la couleur des graines sont un caractère variétal et fortement influencé par les conditions

environnementales, en particulier la disponibilité d'humidité et la chaleur (Fig.13). (Sajja et *al.*,2017)



Fig.13. Variation de la taille et de la couleur des graines de pois chiche. (Sajja et *al.*,2017)

II.3.8. Types de cultivars :

Les pois chiches cultivés appartiennent à deux grands groupes, desi et kabuli, qui ont des caractéristiques phénotypiques et des utilisations finales différentes Desi et Kabuli. (figure 14).

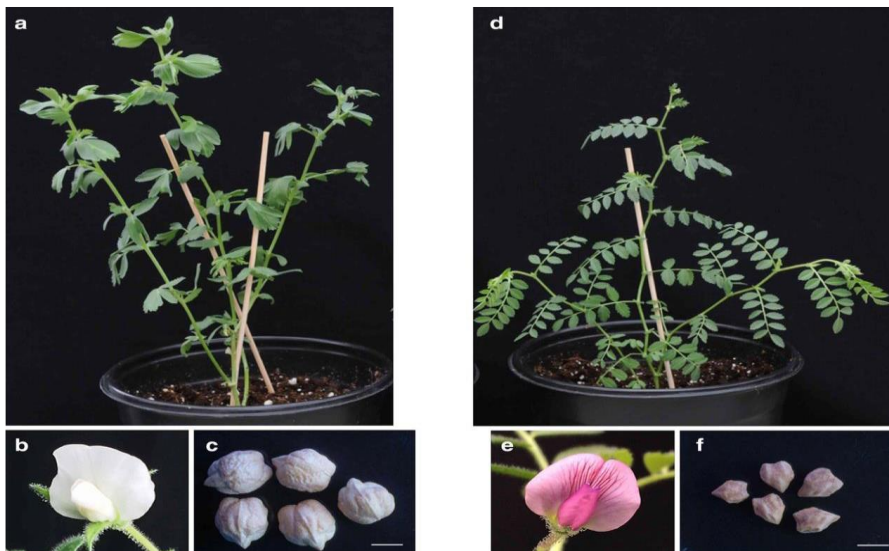


Fig.14. Variation phénotypique du pois chiche. a-c) Pois chiche Kabuli avec des feuilles simples, une fleur blanche et de grosses graines. d-f) Pois chiche Desi avec des feuilles composées, une fleur pourpre et de petites graines. (Kalve et Tadege (2017)

1. **Type Desi** : Les gousses, graines, feuilles, et les graines sont généralement petites (environ 0,2 g par graine) ; le tégument est épais avec différentes couleurs telles que crème, jaune, marron, noir et vert. La tige et les feuilles peuvent contenir pigmentation anthocyanique.

2. **Type Kabuli** : Les graines sont généralement grosses (environ 0,3–0,5 g par graine) ; le tégument est mince et principalement de couleur crème ou beige, parfois blanc. Les plantes n'auront pas de pigmentation anthocyanique (Fig. 15). Les graines de type kabuli ont principalement la couleur beige (Fig. 15). (Cubero,1987)



Fig.15. Types de graines : Desi (gauche) et kabuli (droite). (Sajja et *al.*,2017)

II.4. Exigences edapho-climatiques et l'entretien de la culture du pois chiche

Le pois chiche est une légumineuse alimentaire de saison fraîche et cultivé comme culture d'hiver sous les tropiques et comme culture d'été ou de printemps dans les environnements tempérés. Il aime le temps frais, sec et lumineux. La température, la durée du jour et la disponibilité de l'humidité sont les trois principaux facteurs abiotiques affectant la floraison. En général, la floraison est retardée sous des températures basses et aussi sous des jours courts. (Gaur et *al.*,2010)

Le pois chiche est principalement cultivé dans des conditions pluviales dans des conditions d'humidité et de température diverses avec des précipitations allant de 350 mm à 600 mm par an (Malhotra et Singh, 1991). Ces conditions d'humidité varient d'un endroit à l'autre.

La variabilité génétique existe dans le matériel génétique du pois chiche pour la réponse à la variation de la durée du jour (sensibilité à la photopériode) et aussi pour la réponse à la variation de la température (sensibilité thermique) et a été exploitée dans le développement de cultivars de courte durée. Le pois chiche est sensible aux températures élevées (température quotidienne maximale > 35 ° C) et basses (moyenne

des températures quotidiennes maximale et minimale <15 ° C) au stade de la reproduction. Les deux températures extrêmes entraînent une chute de la fleur et une réduction de la nouaison des gousses. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.1. Type de sol approprié : Le pois chiche peut être cultivé avec succès dans une variété de types de sols, y compris des sols sableux à texture grossière à des sols noirs profonds à texture fine (vertisols). Cependant, les sols les mieux adaptés sont les loams profonds (On appelle **loam** un sol dont les propriétés des trois classes de fractions sont également manifestes.) ou les loams argilo-limoneux avec un pH allant de 6,0 à 8,0. Les sols salins et les champs avec une nappe phréatique élevée ne conviennent pas aux pois chiches. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.2. Préparation du terrain : Les plants de pois chiches sont très sensibles à une mauvaise aération du sol. L'émergence des semis et la croissance des plantes sont entravées si la surface du champ est compacte. Par conséquent, le champ doit avoir une inclinaison lâche et un bon drainage. Les chaumes et les débris de la culture précédente doivent être enlevés car ils peuvent héberger les agents pathogènes qui causent des maladies des racines, comme la pourriture du collet. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.3. Semis : Les semis sont généralement effectués sur une humidité du sol conservée. Une irrigation avant le semis peut être nécessaire, si l'humidité disponible du sol n'est pas adéquate pour la germination. Le pois chiche de Kabuli ne doit jamais être irrigué immédiatement après le semis, en particulier dans les sols noirs profonds. En effet, les graines de pois chiches Kabuli ont un tégument fin et se détériorent plus rapidement par rapport au type Desi et sont également plus sensibles à la pourriture des graines et à la fonte des semis. (Gaur et *al.*,2010).

II.4.3.1. Profondeur de semis : Les graines doivent être semées suffisamment profondément pour entrer en contact avec l'humidité du sol. Une profondeur de 5 à 8 cm semble être idéale pour l'émergence du pois chiche. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.3.2. Espacement : Le semis en ligne est une nécessité dans la culture cultivée pour la production de semences car il facilite les opérations d'interculture, et

l'inspection sur le terrain. Un espacement entre les lignes de 30 cm et un espacement entre les plantes de 10 cm sont généralement utilisés, ce qui donne une population de plantes d'environ 33 plantes par m² (330 000 plantes ha⁻¹). (Gaur et *al.*,2010)

Un espacement plus large des rangs (45–60 cm) peut être utilisé pour les gros pois chiches Kabuli semés et les cultures irriguées (types Desi et Kabuli), qui devraient avoir une plus grande largeur de plante. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.3.3. Dose de semis : elle diffère d'une variété à l'autre, selon la taille des graines. Pour la multiplication initiale des semences d'une nouvelle variété, le taux de multiplication (rendement par plante) est plus important que le rendement par unité de surface. Les directives suivantes peuvent être utilisées pour la dose de semis :

La taille des graines (le poids de 100 graines) et la dose de semis (Gaur et *al.*,2010)

- Petites (moins de 20 g) 50-60 kg/ha
- Moyennes (20-30 g) 90 kg/ha
- Grande (30-40 g) 90-120kg/ha
- Extra- grande (plus de 40 g) 120-150 kg/ha

II.4.3.4. Application d'engrais : Les besoins en engrais dépendent de l'état nutritionnel du champ et varient donc d'un champ à l'autre. Par conséquent, les doses d'engrais doivent être déterminées sur la base des résultats de l'analyse du sol. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.4. Micronutriments : Une culture intensive sans application de micronutriments, une application limitée ou inexistante d'engrais organiques et des pertes par lessivage entraînent une carence en un ou plusieurs micronutriments dans le sol. Les micronutriments importants pour le pois chiche comprennent le soufre (S), le zinc (Zn), le fer (Fe), le bore (B) et le molybdène (Mo). (Gaur et *al.*,2010)

II.4.5. Irrigation : Le pois chiche est généralement cultivé comme culture pluviale, mais deux irrigations, un chacun aux stades de branchement et de remplissage des gousses, est recommandé pour les rendements. Un nombre plus élevé d'irrigations peut entraîner une croissance végétative excessive dans les sols lourds. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.6. Gestion des mauvaises herbes : le pois chiche est un mauvais concurrent avec des mauvaises herbes à tous les stades de croissance. Les herbicides de pré-

émergence, sont révélés efficaces pour contrôler la chasse d'eau précoce des mauvaises herbes. Le désherbage mécanique et / ou manuel peut être effectué là où un espacement large des rangs est utilisé. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.7. Protection des plantes : le pois chiche étant une riche source de protéines, il reste exposé à des dommages causés par les insectes ravageurs et les maladies. En général, les maladies des racines (fusarium flétrissement, pourriture du collet et pourriture sèche des racines), alors que les maladies foliaires (ascochytose, moisissure grise botrytique). Parmi les insectes ravageurs, foreur des gousses (*Helicoverpa armigera*), et les bruchidés (*Callosobruchus chinensis*) qui causent graves dommages pendant le stockage. (Gaur et *al.*,2010)

II.4.8. Récolte et battage : Le moment de la récolte est crucial pour maintenir la qualité des semences. La récolte doit être effectuée lorsque les feuilles commencent à vieillir et à se répandre, les gousses virent au jaune, les plantes sont sèches et la graine est dure et vibre dans la gousse. Après la récolte, les plantes peuvent être séchées au soleil pendant quelques jours pour s'assurer que les graines sont bien séchées. (Gaur et *al.*,2010)

II.5. Stades phénologiques du pois chiche

Émergence des semis : Les semis de pois chiches ont une émergence hypogée, c.-à-d. leurs cotylédons restent souterrains, tout en fournissant de l'énergie à la croissance des racines et des pousses. L'émergence se produit 7 à 15 jours après le semis, en fonction de la température du sol et de la profondeur de semis. (Gaur et *al.*,2010)

II.5.1. Germination

Les graines de pois chiche cultivés ne présentent aucune période de dormance. Les graines commencent à germer en une semaine après le semis, en fonction du niveau d'humidité du sol, de la température (28–33 ° C) et de la profondeur de semis (deux degrés). La germination est hypogée sans hypocotyle.

La croissance des racines à partir de la radicule est beaucoup plus rapide que la croissance des pousses au-dessus du sol aux premiers stades du développement de la plante (Fig.16).



Fig.16. Progression de la germination d'une graine de pois chiche. (Sajja et *al.*,2017)

II.5.2. Croissance et le développement des plantes :

Les plants de pois chiches ont un mode de croissance indéterminé, dans lequel la croissance végétative se poursuit même après le début de la floraison, ce qui signifie que les feuilles, les tiges, les fleurs, les gousses et les graines peuvent se développer en même temps le long de chaque branche. Le bourgeon terminal reste végétatif même lorsque la plante est en phase de reproduction (Gaur et *al.*,2010 ; Pulse Australia, 2016). La durée de la croissance végétative avant la floraison en général varie de 40 à 80 jours selon la variété, l'emplacement, la disponibilité de l'humidité du sol et des conditions météorologiques. Un certain nombre de pseudo-fleurs ou les faux bourgeons à fleurs se développent lors du passage des bourgeons foliaires aux boutons floraux sur la tige. Une croissance végétative excessive est un problème de croissance dans les environnements d'une longue saison de croissance, lorsque l'humidité du sol et les conditions de température restent favorables pendant le début de la période de reproduction. (Gaur et *al.*,2010)

II.5.3. Pollinisation et la fécondation : La plupart des cultivars produisent une seule fleur à chaque nœud de floraison. On trouve également quelques cultivars à deux fleurs par nœud (jumelées ou doubles), elles sont vraiment auto-fécondées. Dans des conditions favorables, le temps écoulé entre la fécondation et l'apparition de la première gousse (formation de gousses) est d'environ 6 jours. (Gaur et *al.*,2010)

II.5.4. Maturité : après la formation des gousses, la paroi des gousses se développe rapidement pour les 10 à 15 premiers jours tandis que la croissance des graines se produit plus tard. Peu de temps après le développement des gousses et le remplissage des graines, la sénescence des feuilles sous-jacentes commence. S'il y a beaucoup d'humidité dans le sol, la floraison et la formation de gousses continueront sur

les nœuds supérieurs. Pois chiche peut tolérer des températures élevées si l'humidité du sol est adéquate. Le pois chiche est prêt à être récolté lorsque 90% des tiges et des gousses perdent leur couleur verte et vire au jaune doré clair. (Gaur et *al.*,2010)

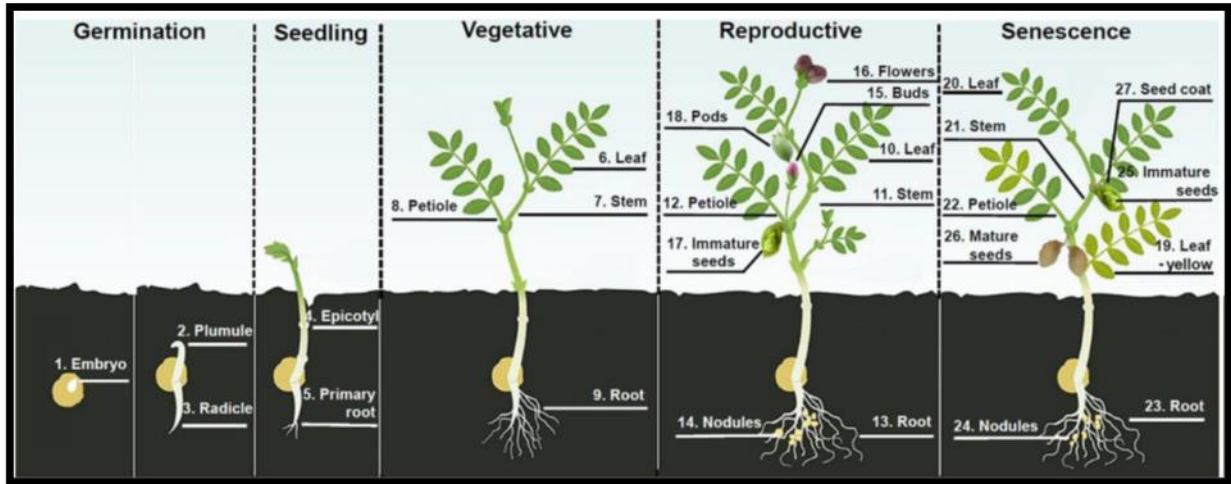


Fig.17. Principaux stades de développement du pois chiche. (Kudapa et *al.*, 2018).

II.6. Importance du pois chiche

II.6.1. Importance alimentaire du pois chiche

Le pois chiche est une très bonne source de protéines avec des grains mûrs ayant une teneur en protéines de 12 à 31%, qui est parmi les plus élevées dans les légumineuses (Parthasarathy et *al.*, 2010). Elle fait également partie des sources de protéines les moins chères (Byerlee et White, 2000), ce qui la rend adaptée aux agriculteurs pauvres en ressources, en particulier dans les pays en développement. Le pois chiche est également une très bonne source de fibres solubles et insolubles, de vitamines et de minéraux, et de nombreux autres composés phytochimiques qui sont bénéfiques pour la santé (Geervani, 1991). En général, le pois chiche contient 64% de glucides totaux, 47% d'amidon, 6% de fibres brutes, 6% de sucres solubles, 3% de cendres et 5% de matières grasses (William et Singh, 1987).

II.6.2. Importance agronomique et écologique du pois chiche

Les cultures de légumineuses sont économiquement importantes dans les systèmes de culture en raison de leur capacité à assimiler l'azote atmosphérique. La fixation biologique de l'azote se produit à l'intérieur des nodules racinaires des espèces de légumineuses à la suite d'une symbiose entre la plante hôte et les bactéries

(Thavarajah et *al.*, 2005). Les avantages en termes de fertilité proviennent des résidus de légumineuses riches en N qui restent après la récolte des céréales et des niveaux plus élevés de nitrate que l'on trouve souvent dans la zone racinaire des cultures de légumineuses en fin de croissance. L'origine de ce nitrate est controversée (Unkovich, 1997).

Unkovich et Pate (2000) ont suggéré que le nitrate provient très probablement de dépôts minéralisés, de racines de légumineuses et de nodules. Le sol dans lequel poussent des légumineuses nodulantes contient souvent plus d'azote nitrique (N) que le sol dans lequel poussent des autres cultures non nodulantes (Turpin et *al.*, 2002). Les légumineuses fixatrices de N₂ utilisent moins de nitrate du sol qu'une culture adjacente non fixatrice de N₂, ce qui permet de conserver les nitrates.

Le pois chiche est une légumineuse importante dans les systèmes agricoles, car il transmet de l'azote aux non-légumineuses grâce à une fixation biologique, qui augmente par la suite le rendement et la qualité. En outre, dans la plupart des cas, vous n'avez pas besoin de fertiliser le pois chiche, ce qui contribue également à des économies en raison de la diminution de l'utilisation d'engrais azotés. La plupart des réponses positives exprimées par les céréales après les légumineuses sont principalement le résultat de l'azote déposé par les légumineuses au cours de la saison précédente (Chalk, 1998). Le pois chiche peut fixer jusqu'à 140 kg de ha⁻¹ par saison, ce qui satisfait jusqu'à 80% de ses besoins en azote (Saraf et *al.*, 1998 ; Serraj, 2004). Unkovich et *al.* (2010) a également montré que le pois chiche peut fixer une gamme de 85 à 194 kg N. ha⁻¹.

II.6.3. Importance économique du pois chiche

II.6.3.1. Dans le monde

Le pois chiche est la troisième légumineuse alimentaire la plus importante au monde après les haricots secs et les pois secs (Rao et *al.*, 2010). Il est cultivé dans le monde entier mais principalement dans le sous-continent indien, le bassin méditerranéen, l'Australie, l'Afrique de l'Est et les Amériques. À l'échelle mondiale, il est actuellement cultivé sur 13.7 Mha (FAOSTAT, 2021), l'Asie représentant 87% de la superficie totale, l'Afrique 3.10%, l'Océanie 1.9%, Les Amériques 3.5% et l'Europe 1%. L'Inde, qui est le plus grand producteur de pois chiches au monde, représente 69% de la superficie totale consacrée à la culture des pois chiches dans le monde (FAOSTAT.,

2021). Environ 71% de la superficie mondiale et 70% de la production mondiale de pois chiches proviennent de l'Inde. Les pois chiches de type Desi contribuent à environ 80 pour cent et le type Kabuli à environ 20 pour cent de la production totale de pois chiches. Les principaux pays producteurs de pois chiches Desi sont l'Inde, le Pakistan, le Myanmar, l'Australie et le Bangladesh. Des pays comme la Turquie, l'Iran, l'Éthiopie, le Mexique, la Syrie, l'Espagne, le Canada, les États-Unis, l'Algérie, l'Éthiopie, le Malawi, le Soudan, la Tanzanie, la Tunisie, l'Espagne et le Portugal sont les principaux producteurs de pois chiches Kabuli. (Samriti et *al.*,2020)

La production mondiale de pois chiches est d'environ 12 093 048 tonnes par an. Elle représente 17% de la production des légumineuses. L'Inde est le premier producteur de pois chiches avec 7 818 984 de tonnes sur une superficie de 8 392 652 ha. L'Australie arrive en deuxième position avec 874 593 tonnes de production annuelle.

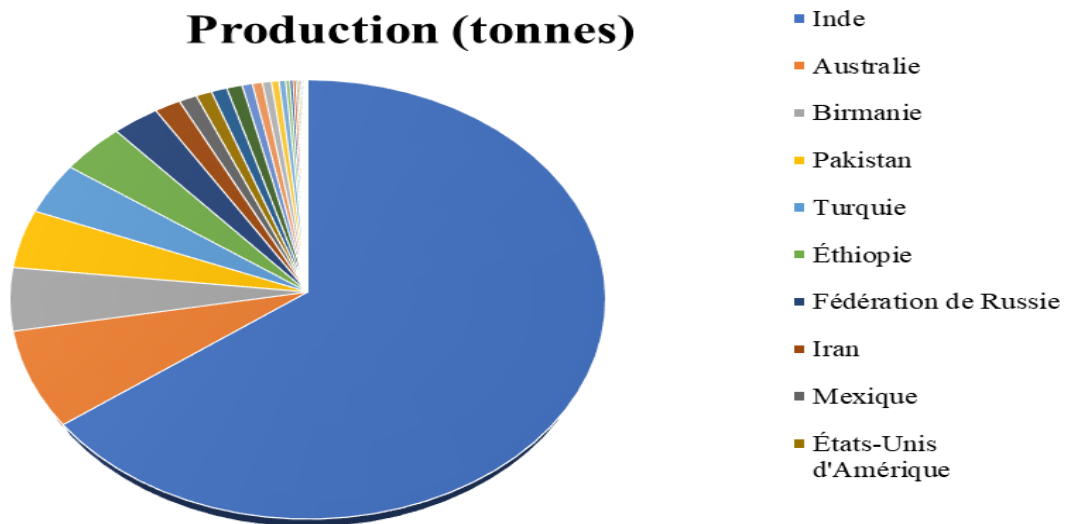


Fig.18. Production mondiale du pois chiche en (tonnes) 2020 (FAO., 2021).

II.6.3.2. En Algérie

Les superficies emblavées de pois chiche avec la production en Algérie sont représentées dans les histogrammes suivants durant la période 2010-2019.

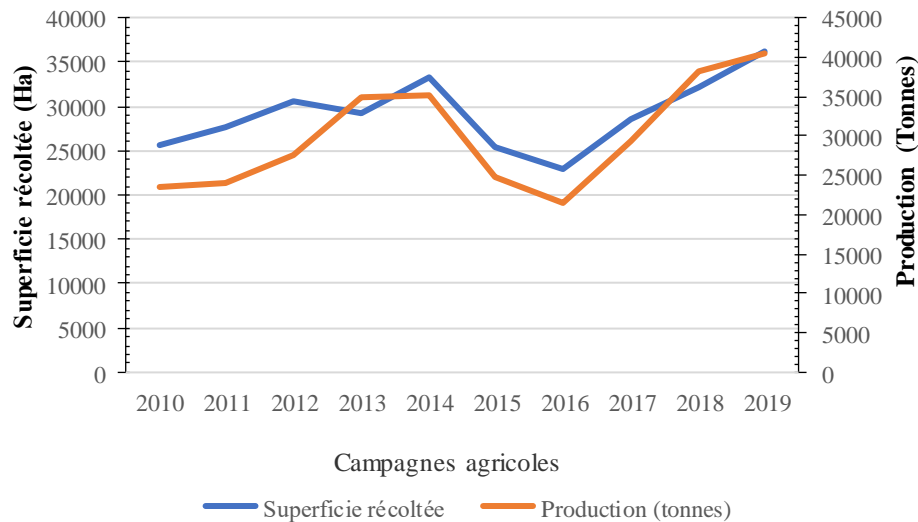


Fig.19. Evolution des superficies et des productions du pois chiche en Algérie.
(FAOSTAT,2021)

II.6.3.3. Dans la Wilaya de Sidi Bel Abbas

La culture du pois chiche occupe la première position parmi les autres légumineuses alimentaires dans la wilaya de Sidi Bel Abbas durant les cinq dernières campagnes agricoles.

***La superficie emblavée**

Une augmentation dans la superficie emblavée et récoltées en pois chiche a été enregistrée par le service des statistiques et des enquêtes agricoles de la direction des services agricoles de la wilaya de sidi bel Abbas, mais en parallèle il y a eu une chute remarquable des rendements au cours des cinq dernières campagnes et ce peut être expliqué par le manque des précipitations. (fig.20)

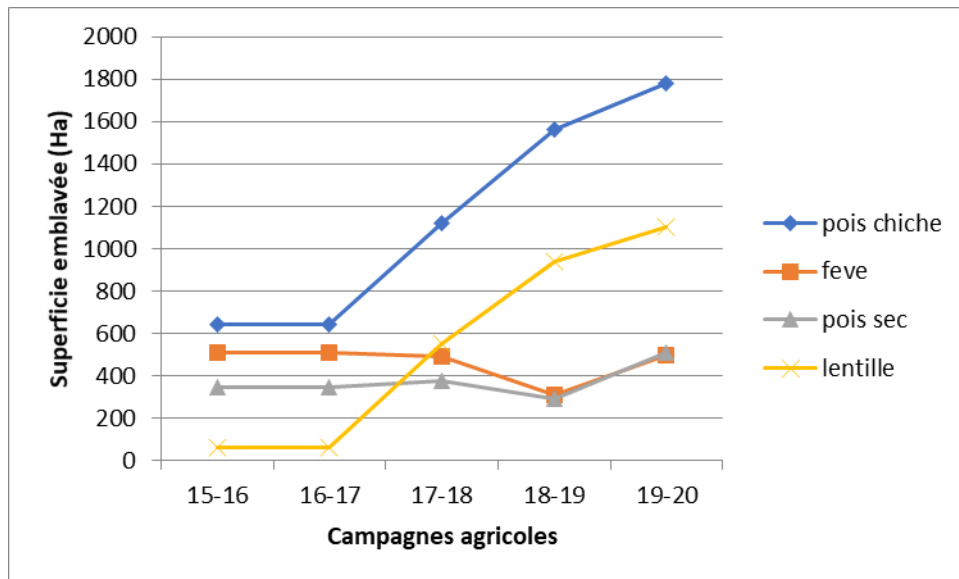


Fig.20. Evolution des superficies emblavées en légumes secs dans la wilaya de Sidi Bel Abbas. (DSA Sidi Bel Abbas,2021)

*** Superficie récoltée**

La figure 21 représente l'évolution des superficies récoltée des légumineuses alimentaires dans la Wilaya de sidi Bel Abbas.

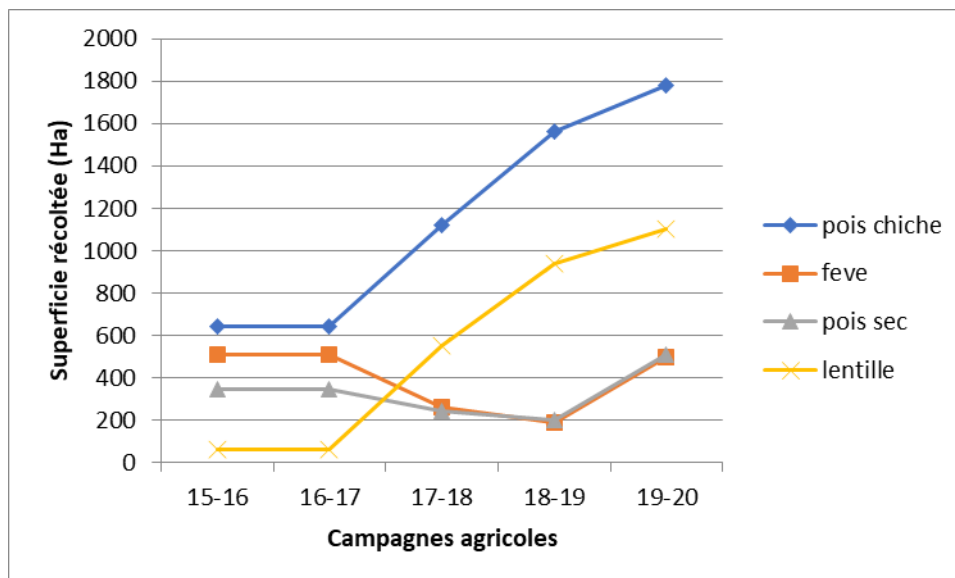


Fig.21. Superficie récoltée des légumineuses alimentaires dans la wilaya de Sidi Bel Abbas. (DSA Sidi Bel Abbas, 2021)

*** Production**

D'après la figure on peut constater que la production du pois chiche occupe toujours la première position parmi les autres légumineuses alimentaires, et elle a connu un pic où elle passe de 7162 qx/ha durant la campagne 2016-2017 vers une production de 12331 qx/ha (presque le double) durant la campagne 2017-2018, puis une chute vers 5340 qx/ha durant la campagne 2019-2020.

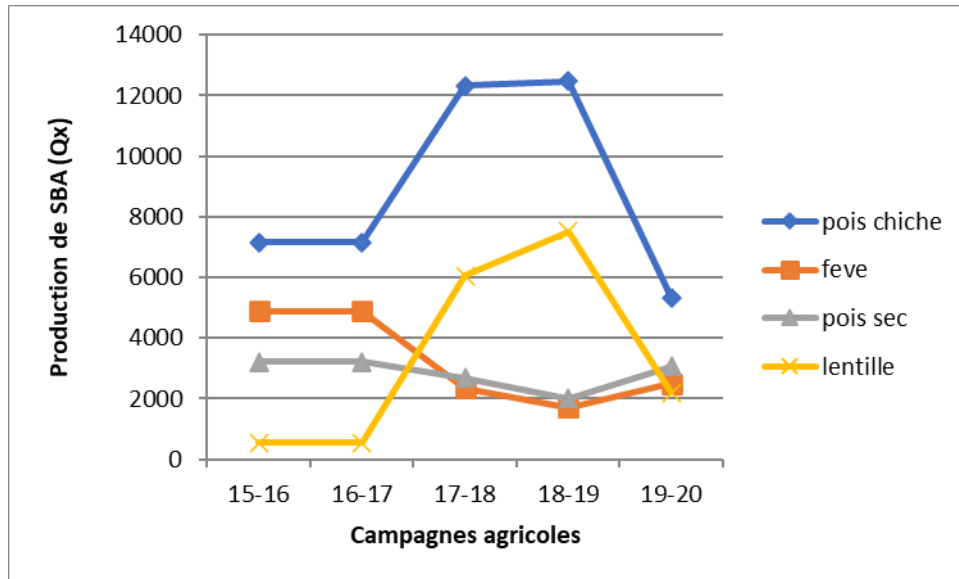


Fig.22. Production des légumineuses alimentaires dans la wilaya de Sidi Bel Abbes. (DSA Sidi Bel Abbes,2021)

II.7. Contraintes de la production du pois chiche

Le pois chiche, comme toutes les plantes subit l'action de divers stress liés à l'effet du climat selon lequel subsiste des températures extrêmes, basses et élevées. La sécheresse peut être causée par un environnement salin, le manque d'eau, des radiations et des concentrations salines ; la salinité, la température et la lumière sont les principaux facteurs qui limitent le développement des plantes dans les régions arides ou semi arides, par leur influence sur l'absorption de l'eau et de certains ions toxiques ou non la plante (FAO,2015) in (Ouazzani et Moustaghfir, 2020).

Les légumineuses à grains sont généralement considérées comme sensibles à la salinité avec le pois chiche est parmi les plus sensibles. (Maas et Hoffman, 1977)

Le pois chiche est plus sensible à la salinité que d'autres cultures, comme le blé et le canola (Flowers et al., 2010). Dans un sol moyennement salin (ECSE > 2,9 dS / m), la

croissance des pois chiches est réduite car les plantes sont incapables d'extraire toute l'eau disponible du sol en raison de la toxicité du sel (Sheldon et *al.*, 2017).

Bien que les bactéries fixatrices d'azote soient relativement tolérantes à la salinité, le nombre et la taille des nodules formés dans des conditions salines sont réduits (Flowers et *al.*, 2010).

Le pois chiche est plus sensible que le blé dur avec une exposition à 25 mM de NaCl dans un système hydroponique qui tue les génotypes de pois chiche les plus sensibles (Flowers et *al.*, 2010) in (Atieno, 2017)

Les performances du pois chiche sont affectées par des facteurs abiotiques tels que la salinité du sol, les températures extrêmes et les inondations. Les facteurs abiotiques affectent les relations hydriques de la plante, à la fois au niveau cellulaire et au niveau de la plante entière, provoquant à la fois des réactions spécifiques et non spécifiques, des dommages et des réactions d'adaptation (Potters et *al.*, 2007). Rasool et *al.* (2015) indique que les performances de rendement du pois chiche sont également influencées par les carences de certains éléments des sols agricoles tels que l'azote, le phosphore et la présence de métaux lourds tels que l'arsenic qui se trouve à l'état oxydé comme l'arsénite. (Garwe et *al.*, 2009).

**CHAPITRE III : Effet de la salinité sur les plantes
et les mécanismes d'adaptation.**

III. Effet du stress salin sur les plantes et les mécanismes d'adaptation

III.1. Introduction

Les plantes sont les premières de la chaîne de la production alimentaire qui sont touchées par le stress salin. Ce stress est un frein majeur à la croissance des cultures dans le monde, et représente plus de pertes de récoltes que tout autre facteur. Une forte concentration de sel dans le sol et l'eau d'irrigation entrave les processus physiologiques et biochimiques de base des plantes, déclenche une gamme de processus cellulaires et métaboliques, et peut diminuer et limiter la productivité des cultures vivrières, aboutissant finalement à une baisse du rendement. (Vaishnav et al., 2016 ; Hanin et al., 2016 ; Alam et al., 2017 ; Akhtar, 2019).

La figure 23 représente une vue générale de l'effet du stress salin sur la plante.

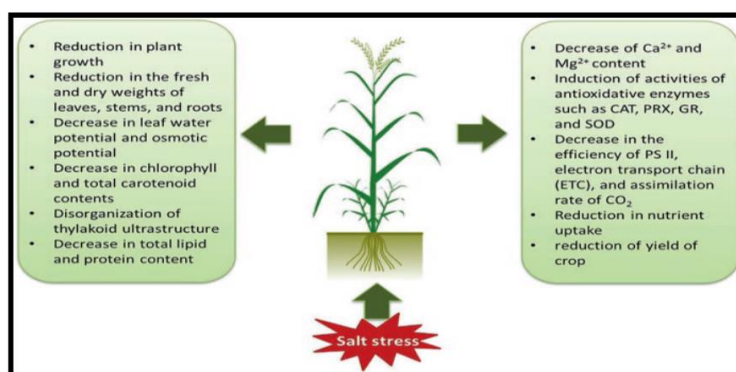


Fig.23. Vue schématique des effets généraux de la salinité sur les plantes cultivées.

(Yadav et Atri, 2020)

Au cours des dernières décennies, les activités anthropiques ont exacerbé le taux de salinisation des sols (Lambers, 2003 ; Bargaz, 2018). Les sols salins ont une conductivité électrique élevée (CE), un faible potentiel hydrique et une quantité excessive de sels ioniques, ce qui rend la survie des plantes et d'autres formes de vie difficile (Mishra et al., 2018 ; Egamberdieva et al., 2019).

Les plantes ont étonnamment la capacité de faire face à différentes conditions de stress, et elles ont leur propre système immunitaire dans lequel différents mécanismes et stratégies physiologiques, biochimiques et moléculaires agissent en cascade de signalisation en réponse à la salinité dans leur environnement (Choudhary, 2012 ; Meng et al., 2018). De plus, les microbes associés aux plantes jouent également un rôle clé dans la survie des plantes dans des conditions de stress (Choudhary, 2012).

La tolérance au sel pour les plantes cultivées signifie la capacité de croître, quoique plus lentement, et de produire un rendement récoltable, et le niveau seuil de salinité peut être différent d'une plante à l'autre, et dépend de ses traits génétiques et des facteurs biotiques associés, des espèces, de la durée de l'exposition et du stade de développement auquel le stress se produit. (Choudhary, 2012 ; Alam et *al.*, 2017).

III.2. Classification des plantes selon leur degré de résistance à la salinité

En ce qui concerne le stress salin, les plantes peuvent être classées en deux catégories, qui sont les halophytes (tolérantes au sel) et les glycophytes (sensibles au sel). (Wang et *al.*, 2006 ; Volkov et Flowers, 2019). Seulement 1% des espèces végétales connues sont des halophytes et la plupart sont des glycophytes (Safdar et *al.*, 2019).

III.3. Les deux composantes du stress salin et son effet secondaire

Munns. (2002), a résumé les conséquences chronologiques d'une plante cultivée sous salinité. Il a affirmé que le début de l'apparition des cellules sous salinité est réduit dans les premières secondes ou minutes, en raison de la perte d'eau par le stress osmotique. Au fil des heures, les cellules retrouvent leur taille d'origine, mais les taux d'expansion restent faibles, entraînant des taux de croissance plus faibles des feuilles et des pousses et des racines. Au fil des jours, il affecte le taux de division cellulaire et est responsable de la baisse des taux de croissance. Après plusieurs semaines, il altère le développement végétatif ; et des fluctuations du développement reproducteur peuvent être observées au fil des mois. Plus tard, Munns et Tester (2008) ont établi le modèle de réponse de croissance en deux phases pour bien comprendre les réponses des plantes à la salinité (Fig. 24).

Un stress indépendant des ions de pousse (y compris la composante osmotique se produit immédiatement après l'application de sel), et le stress (ionique) dépendant des ions de pousse (se manifeste plusieurs jours ou semaines après l'accumulation des ions dans les tissus végétaux). (Munn et Tester, 2008 ; Roy et *al.*, 2014) *in* (Atieno, 2017)

III.3.1. Première phase (effet osmotique de la salinité)

L'eau est une ressource indispensable pour les végétaux pour assurer leurs fonctions physiologiques vitales, cette ressource n'est pas toujours facile d'accès dans le sol. Ainsi les plantes présentes sur des surfaces sèches et salées vont se retrouver

exposées à un stress hydrique important. La présence de sels en excès dans le sol abaisse le potentiel hydrique et augmente la pression osmotique de la solution du sol, ce qui menace l'approvisionnement équilibré en eau et en nutriments essentiels de la plante, et entrave les principales fonctions métaboliques des cellules végétales qui affectent finalement la germination, la vigueur des plantes et le rendement des cultures (Munns et Tester, 2008). Ce choc osmotique entraîne une perturbation de la perméabilité de la membrane, une réduction de la teneur relative en eau, du potentiel hydrique des feuilles, du taux de transpiration, de la rétention d'eau et de l'efficacité de l'utilisation de l'eau (Munns, 2002), ce qui empêche la plante à maintenir sa turgescence. (Calu, 2006 ; Hanana et *al.*,2011). C'est un processus rapide qui est dû à un effet osmotique qui commence instantanément après une augmentation de la concentration de sel autour des racines Cette phase est documentée comme phase de stress osmotique. (Munns et Tester, 2008)

III.3.2. Deuxième phase (Toxicité ionique spécifique), est un processus plus lent qui est dû à l'accumulation de sel à des concentrations toxiques dans les tissus, il menace le bon fonctionnement physiologique des cellules (Tester et Davenport, 2003 ; Calu, 2006 ; Munns,2005; Munns et Tester, 2008; Rahnama et *al.*,2010), réduisant spécifiquement les concentrations de K^+ , Ca^{2+} et NO_3^- , conduisant à un déséquilibre et une toxicité ionique (Na^+ et / ou Cl^-) dans les cellules, (Munns et tester 2008 ; Aslamsup et *al.*, 2011; Zeng et *al.*, 2015 ; Chen et *al.*, 2019) ; Cette phase est documentée comme phase de toxicité ionique ou phase de stress hyperosmotique. Cette toxicité ionique causée par la diminution du rapport K^+ / Na^+ et le dépôt d'ions Na^+ et Cl^- dans les feuilles pendant une période prolongée après la transpiration, entraîne des blessures et / ou la mort des feuilles et diminue la surface foliaire photosynthétique totale. La charge de sel élevée dans la feuille qui dépasse la capacité de compartimentation du sel dans les vacuoles, entraîne le cytoplasme toxique (Munns 2002, 2005 ; Munns et *al.*, 2006). Dans de telles conditions, une plante peut finir par mourir (Blaylock, 1994).

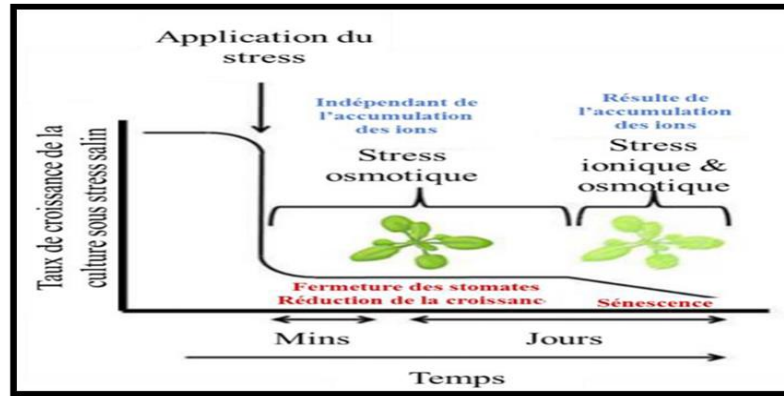


Fig.24. Réponse de la croissance pendant les deux phases du stress salin
(Munns et Tester, 2008 modifié par Jallouli, 2019).

Les stratégies visant à améliorer à la fois la tolérance indépendante des ions des pousses et la tolérance dépendante des ions des pousses d'une plante réduiront les pertes de rendement causées par le stress salin (Munns et Tester, 2008)

III.3.3. Effet secondaire de la salinité (Stress oxydatif)

Les plantes utilisent l'oxygène, via le métabolisme aérobie, pour fournir l'énergie nécessaire à leur croissance et à leur développement. (Parent et *al.*,2008). L'O₂ atmosphérique est une molécule libre qui existe à l'état fondamental (triplet oxygène, ³O₂) ayant deux électrons non appariés (Mailloux., 2016; Ahanger et *al.*, 2017). Cependant, la réduction de l'oxygène dans la chaîne respiratoire s'accompagne inévitablement d'une production des Espèces réactives de l'oxygène (ROS). (Parent et *al.*,2008).

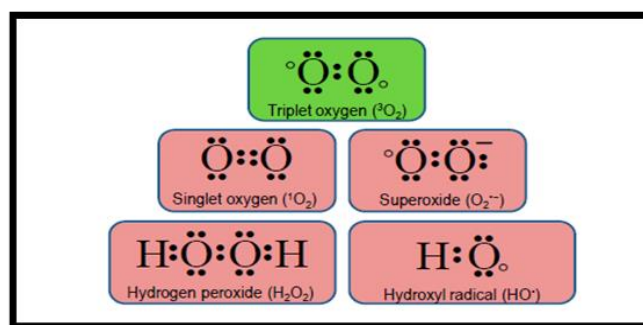


Fig.25. Structure de points de Lewis des espèces oxygène triplet et oxygène réactif.
(Hasanuzzaman et *al.*,2020)

Les réactions redox (transfert d'électrons entre un donneur et un accepteur) sont très courantes chez les organismes vivants, qui sont responsables de la production de

ROS (Decros, 2019). Dans les cellules végétales, l'homéostasie redox se développe en conséquence de l'équilibre entre la génération de ROS et le fonctionnement des enzymes antioxydantes où le système de défense efficace des plantes maintient le bon équilibre entre la génération et l'élimination de ROS (Paciolla,2016). Un niveau basal de ROS, qui est maintenu au-dessus du cytotatique ou en dessous de la concentration cytotoxique est, par conséquent, indispensable pour une signalisation ROS ou redox appropriée dans les cellules, et ce niveau est maintenu par l'équilibre entre la production de ROS et le piégeage de ROS (Mittler,2017 ; Hasanuzzaman et al.,2019). (Fig.26)

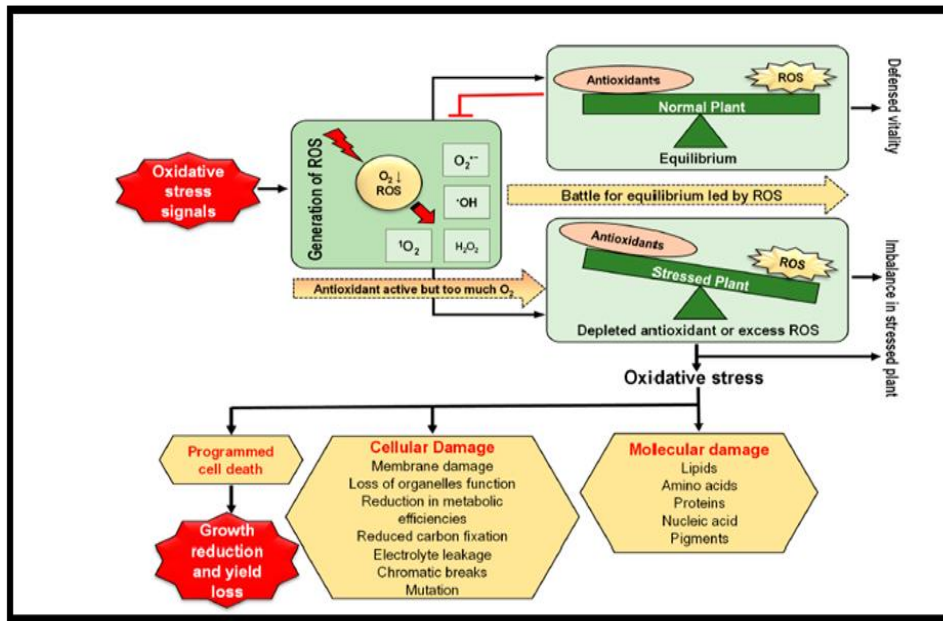


Fig.26. Stress oxydant chez les plantes et ses conséquences (ROS, espèces réactives de l'oxygène ; O₂, oxygène singulet ; O₂^{•-}, anion superoxyde ; H₂O₂, peroxyde d'hydrogène ; •OH, radical hydroxyle). (Hasanuzzaman,2020)

Même si la majeure partie de l'oxygène cellulaire subit une réduction conduisant à la production de l'eau, une partie des électrons peut s'échapper pour produire les ROS (Parent et al.,2008). En effet, lorsque cette réduction est incomplète par exemple en cas de la salinité qui déclenche la fermeture stomatique, entraînant une diminution de la disponibilité du CO₂ pour la fixation du carbone dans les feuilles, démasquant ainsi les chloroplastes à une énergie d'excitation extrême qui aide le ³O₂ à produire les soi-disant ROS.(Apel et Hirt, 2004 ; Foyer et Noctor, 2005 ; Parida et Das, 2005 ; Ahmad et Sharma, 2008 ; Ahmad et al.,2010,2011) qui sont toxiques pour les cellules à haute concentration. Donc l'accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) dans les

cellules végétales est à l'origine du stress oxydatif qui initie la mort cellulaire programmée. (Jacobson *et al.*, 1997 ; Jabs, 1999 ; Mittler, 2002 ; Gunawardena *et al.*, 2004 ; Abbasi *et al.*, 2014 ; Zeng *et al.*, 2015)

La figure 27 explique les étapes de la réduction de l'oxygène triplet.

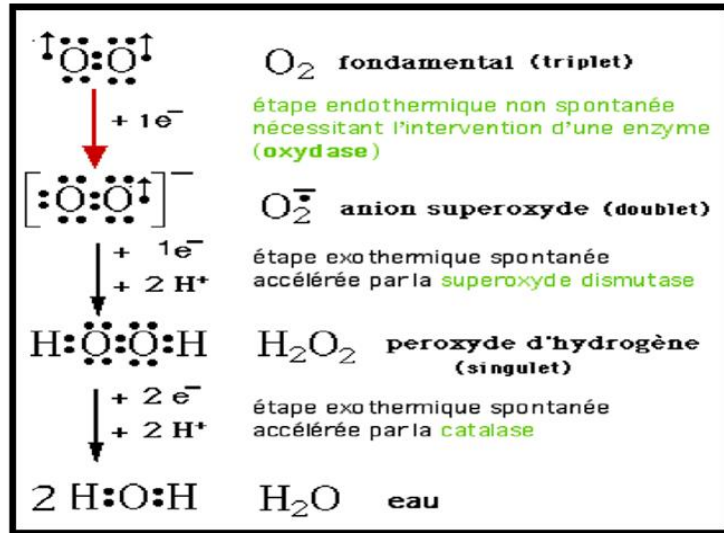


Fig.27. Etapes successives de la réduction de l'oxygène in vivo. (Benhamdi,2014)

Cependant, la génération de ROS varie considérablement selon la plante, les espèces, les génotypes, le niveau de tolérance au stress et la durée de l'exposition au stress. (Gill et Tuteja, 2010) In (Hasanuzzaman *et al.*,2020).

Il est bien établi que les chloroplastes, les mitochondries, les peroxysomes, l'apoplaste et les membranes plasmiques sont les principaux sites de production cellulaire de ROS mais les chloroplastes sont les principaux sites de production de ROS (Singh *et al.*,2019 ; Dietz, 2016). Les chloroplastes et les peroxisomes sont les principaux producteurs de ROS pendant la journée, tandis que les mitochondries sont les principaux producteurs la nuit (Moller, 2001 ; Foyer et Noctor, 2003 ; Gill et Tuteja, 2010).

III.4. Effet de la salinité sur les plantes

De nombreuses fluctuations se produisent dans un système végétal lorsqu'il subit un stress salin (Aljerf et Choukaife, 2018).

III.4.1. Effet de la salinité sur la germination

La germination est un ensemble de processus métaboliques aboutissant à l'émergence de la radicule, c'est une phase importante et critique du cycle de vie d'une culture qui décide l'établissement et la détermination d'une production agricole réussie. (Aslamsup et *al.*, 2011 ; Benidire et *al.*, 2015 ; Ibrahim, 2016).

Bien que la germination des graines soit régulée par de nombreux facteurs externes (environnementaux) et internes (végétaux) (Wahid et *al.*, 2011). La salinité est le stress le plus fort affectant la germination et l'émergence des plantules à savoir le potentiel osmotique et la toxicité spécifique (Yadav et *al.*, 2019), un niveau plus élevé de salinité affecte négativement la germination des graines tandis que le niveau inférieur de salinité entraîne un état de dormance. (Khan et Weber, 2008).

La salinité a de nombreux effets perturbateurs sur les graines, y compris la perturbation de la membrane plasmique, des organites cellulaires, de la respiration, de la photosynthèse, de la synthèse des protéines (Ibrahim, 2016). Des taux de germination plus faibles et un développement médiocre des graines en raison du stress salin entraînent une faible productivité et une perte économique (Louchli et Grattan, 2007). Le degré de tolérance au sel est différent selon les espèces et les variétés (Chakma et *al.*, 2019).

III.4.2. Effet de la salinité sur la croissance des plantes

Dès que la plante subit un stress salin, des effets osmotiques surviennent, perturbant la relation entre les racines et l'eau, et provoquant un déclin de la croissance des pousses chez les halophytes et les glycophytes. (Munns et *al.*, 1995)

Un sol salin (principalement des sels Na⁺ et Cl⁻) est défini comme ayant une CE > 4 dS.m⁻¹ équivalent à 40 mM de NaCl, et dans un sol bien drainé elle serait le double (80 mM de NaCl). Cela réduirait la croissance de la plupart des cultures de 15 à 20% (Munns et Tester, 2008). Une concentration plus élevée de sel dans le sol réduirait davantage la croissance, mais l'ampleur de la réduction du rendement est difficile à prédire car les sols salins ne sont jamais uniformément salins dans une zone donnée et en profondeur (Munns et *al.*, 2020).

De fortes concentrations de sel dans le sol agricole ou l'eau d'irrigation affectent presque tous les stades du cycle de vie des cultures : de la germination à l'absorption de

l'eau et des nutriments nécessaires, réduisant ainsi la croissance, le développement des racines, la floraison et la nouaison des plantes et les rendements des cultures, limitant ainsi la productivité agricole, (Alam et al., 2004 ; Munns et Tester, 2008 ; Jamil et al., 2011). (fig.28).

La division cellulaire et l'expansion, qui sont obligatoires pour la croissance et le développement, sont gravement affectées par la salinité (Bursens et al., 2000). La réduction de la croissance des plantes se manifeste par une réduction du tallage, de la surface foliaire et du nombre de branches (Munn et Tester, 2008).

Divers effets indésirables apparaissent en raison de la concentration élevée de sel. Le déséquilibre ionique est l'un des conséquences majeures. Une concentration élevée d'ions Na et Cl, par exemple, peut conduire à des processus qui peuvent s'avérer fatals pour les plantes (Zhu et al., 1997 ; Flowers et al., 2015). La toxicité du sodium et du chlorure non seulement induit des troubles nutritionnels mais aussi provoque une sécheresse physiologique en abaissant le potentiel osmotique des solutions du sol (Khan et al., 2019).

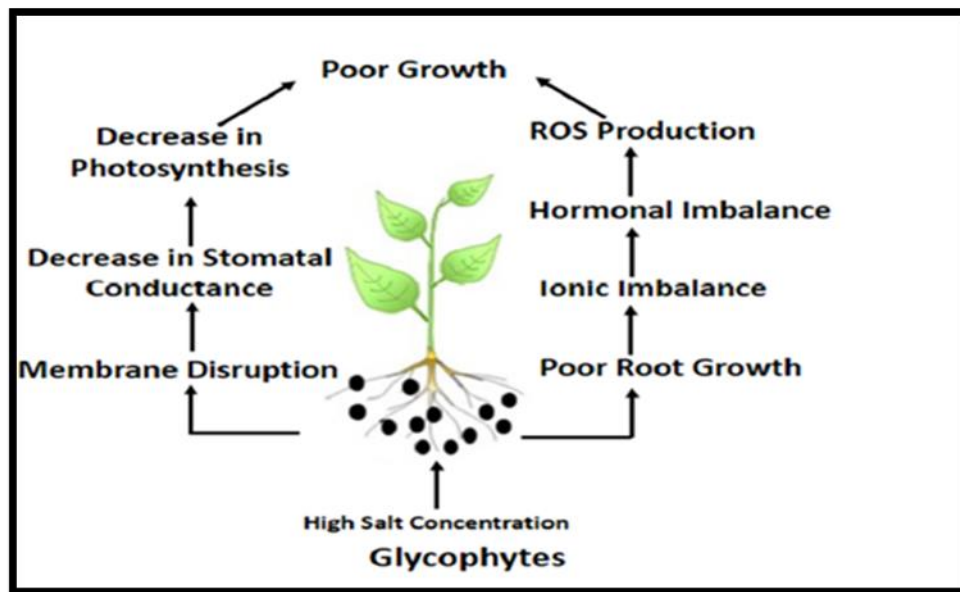


Fig.28. Signaux de stress salin qui se lient à leurs récepteurs respectifs et initient les mécanismes physiologiques et moléculaires pour permettre à une plante de survivre dans des conditions de stress. (Shahid et al., 2020)

III.4.3. Effet de la salinité sur la productivité et le rendement des plantes

Un sol salin (principalement des sels Na⁺ et Cl⁻) est défini comme ayant une CE > 4 dS.m⁻¹ équivalent à 40 mM de NaCl (encadré 1), et dans un sol bien drainé elle serait le

double (80 mM de NaCl). Cela réduirait la croissance de la plupart des cultures de 15 à 20% (Munns et Tester, 2008). Une concentration plus élevée de sel dans le sol réduirait davantage la croissance, mais l'ampleur de la réduction du rendement est difficile à prédire car les sols salins ne sont jamais uniformément salins dans une zone donnée et en profondeur (Munns et *al.*, 2020),

Comme indiqué par Greenway et Munns (1980), après un certain temps dans 200 mM de NaCl, une espèce tolérante au sel telle que la betterave sucrière pourrait avoir une réduction de seulement 20 % en poids sec, une espèce modérément tolérante telle que le coton pourrait avoir une réduction de 60 %, et une espèce sensible comme le soja pourrait être morte. D'un autre côté, une halophyte tel que *Suaeda maritima* pourrait croître à son rythme optimal (Flowers et *al.*, 1986).

III.4.4. Sur la nutrition hydrique et minérale

L'augmentation de NaCl dans le tissu foliaire entraîne des potentiels osmotiques et hydriques plus faibles. De même, le transport de l'eau des racines aux pousses diminue avec la réduction de la conductance hydraulique des racines provoquant un stress hydrique dans le tissu foliaire. (Meloni et *al.*, 2001 ; Romero-Aranda et *al.* 2001 ; Gulzar et *al.* 2003)

Les plantes soumises à un stress salin subissent une carence ou un déséquilibre nutritionnel tels que la suppression de l'absorption de K^+ dû à la compétition de Na^+ et Cl^- avec K^+ , Ca^{2+} , NO_3^- et Mg^{2+} . Le déséquilibre des nutriments sous salinité réduit la croissance des plantes en affectant la disponibilité, le transport et le partage des nutriments. (Karimi et *al.* 2005 ; Shabala et Cuin, 2008)

La salinité peut induire des troubles nutritionnels chez les plantes.

III.4.5. Effets sur la nutrition carbonée (photosynthèse)

En raison du potentiel hydrique réduit du sol, les plantes sont incapables de maintenir la pression de turgescence, ce qui entraîne une fermeture stomatique conduisant à une activité photosynthétique réduite chez de nombreuses espèces végétales (Ashraf, 2001; Kao et *al.*, 2001; Romero-Aranda et *al.*, 2001; Munn, 2002 ; Meloni et *al.*, 2003)

Les dommages causés par le sel au photosystème II (PSII) sont largement signalés (Tavakkoli et *al.*, 2011) ; cela contribue à son tour à l'inhibition de la

photosynthèse. Après la fermeture des stomates, l'activité d'un certain nombre d'enzymes, dont RuBisCo, est réduite en raison de la réduction interne du CO₂, limitant ainsi la carboxylation et réduisant le taux de photosynthèse net (Chaves et *al.*, 2009).

La salinité perturbe la conductance stomatique rapidement d'où la synthèse locale d'ABA de courte durée dans les racines qui se déplace immédiatement dans les feuilles à travers le xylème (Fricke, 2004). L'ABA se fixe ensuite avec la molécule réceptrice de la membrane plasmique des cellules de garde ce qui déclenche l'activation des protéines du canal Ca²⁺ qui affluent du Ca²⁺ dans le cytosol de l'extérieur. L'activation simultanée des canaux Ca²⁺ présents sur le tonoplaste commence l'efflux de Ca²⁺ dans le cytosol à partir de la vacuole, conduisant à une augmentation supplémentaire du Ca²⁺ dans le cytosol. Une concentration élevée de Ca²⁺ inhibe l'activité des protéines du canal K⁺ tout en maintenant l'activité normale des protéines du canal Cl. Par conséquent, aucun K⁺ n'est afflué et l'efflux de Cl⁻ du cytosol s'amorce pour augmenter le pH cytosolique provoque une dépolarisation de la membrane plasmique. Dans les circonstances existantes, K⁺ (connu sous le nom de bouée d'eau) est effluxé par le canal K⁺ de rectification vers l'extérieur de la cellule de garde, ce qui perd de la turgescence dans la cellule de garde et provoque la fermeture stomatique (Blatt et Armstrong, 1993) (Fig.29).

La fermeture des stomates est un processus qui diminue la disponibilité de CO₂, donc la photosynthèse et augmente la probabilité de formation de ROS. Dès que la concentration de CO₂ dans le chloroplaste diminue par la suite de la fermeture des stomates, il s'ensuit également une faible disponibilité de NADP pour accepter des électrons du photosystème PSI, initiant ainsi la réduction d'O₂ à la génération simultanée des espèces réactives de l'oxygène (Sudhakar et *al.*, 2001). Cela génère le stress dit oxydant.

Le sel peut également provoquer la modification de la densité des stomates, du nombre et du diamètre des vaisseaux du xylème chez les halophytes, ou accélérer le cycle biologique avec changement de la voie métabolique de fixation du carbone (Levigneron et *al.*, 1995).

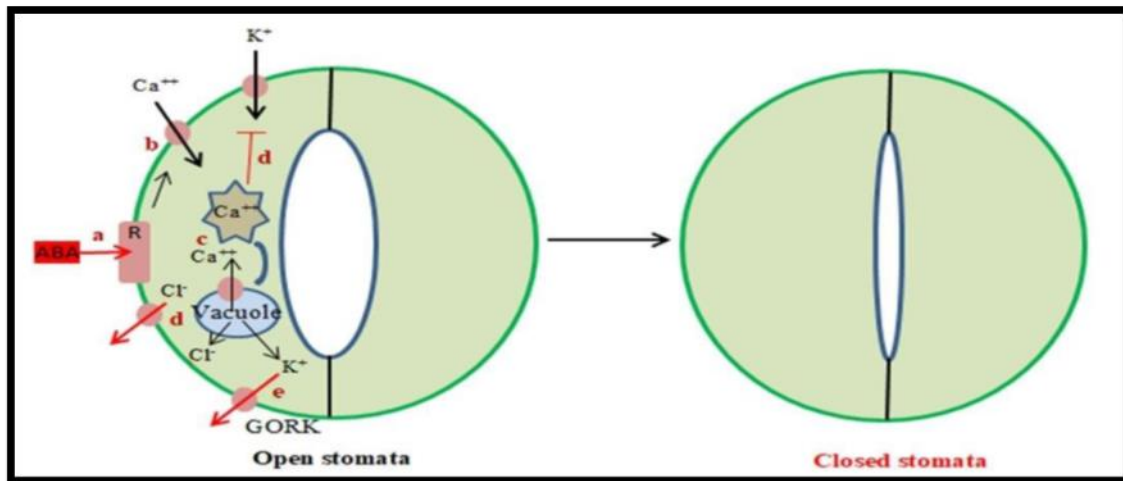


Fig.29. Fermeture stomatique médiée par l'ABA.

Où : a-ABA se lie à la molécule de récepteur PM; b- Booster la protéine du canal Ca^{2+} pour influencer du Ca^{2+} dans le cytosol; c- L'efflux simultané de Ca^{2+} dans le cytosol à partir de la vacuole conduit à une augmentation supplémentaire du Ca^{2+} ; d- L'augmentation du Ca^{2+} inhibe l'activité du canal K^+ vers l'intérieur tout en maintenant l'activité du canal Cl^- normale provoquant la dépolarisation de la membrane plasmique; e- Cette situation facilite l'élimination de K^+ de la cellule de garde provoquant la fermeture stomatique.

(Modification du plan de Blatt et Armstrong 1993)

La réduction de la chlorophylle (a) et chlorophylle (b) est peut-être liée à la sensibilité de sa biosynthèse au chlorure de sodium. Ce dernier affecte moins la voie de biosynthèse de la chlorophylle(b) (Rhim et *al.*, 2013).

III.4.6. Sur la nutrition azotée et la fixation de l'azote (la nodulation)

Les légumineuses représentent un groupe très important de cultures en agriculture, et donc leurs réponses au stress salin sont décrites dans plusieurs rapports (par exemple, Katerji et *al.*, 2001, Lachaal et *al.*, 2002). Des programmes de sélection et de génie génétique des légumineuses doivent être orientés pour optimiser leur fixation d'azote et leur croissance dans des conditions salines.

La diminution de l'absorption d'azote dans des conditions salines est due à l'interaction entre Na^+ et NH_4^+ et / ou entre Cl^- et NO_3^- qui réduisent finalement la croissance et le rendement de la récolte (Rozeff, 1995). De nombreuses études ont montré que le stress salin réduit dramatiquement la fixation de l'azote N_2 et l'activité

nitrogénase des nodosités chez les légumineuses herbacées examiné par (Räsänen, 2002).

L'établissement de la symbiose est très sensible au stress salin, alors que les nodules développés qui s'étaient formés sous le stress salin peuvent continuer à fixer l'azote (Singleton et Bohlool, 1984). La tolérance de l'hôte était un facteur majeur de nodulation et fixation de l'azote chez les génotypes de la féverole (Cordovilla et al., 1995). Le rhizobium peut survivre sous une salinité beaucoup plus élevée que sa légumineuse hôte (Nair et al., 1993). La capacité bactérienne de s'adapter au stress salin est importante pour la fonction de fixation de l'azote du bactéroïde à l'intérieur du nodule de légumineuse. Parmi plusieurs espèces de *Rhizobium* testées pour la tolérance au stress salin, *R. meliloti* a exprimé une capacité beaucoup plus élevée à survivre dans le milieu salin, en comparant à *R. leguminosarum* et, en particulier, à *R. japonicum* (Bernard et al., 1986).

La tolérance au stress salin chez les rhizobiums est au moins partiellement associée à l'osmorégulation obtenue par accumulation de solutés compatibles (Imhoff, 1986).

De plus, les enzymes impliquées dans l'assimilation de l'ammonium dans les nodules racinaires ont montré une sensibilité significative au stress salin (Cordovilla et al., 1995 ; Cordovilla et al., 1999). L'activité de la nitrogénase, le nombre de nodules et l'accumulation de matière sèche dans le soja (Abdalla et al., 1998) et la luzerne (Serraj et Drevon, 1998) ont été affectés par le stress salin.

Les légumineuses sont classées comme des espèces cultivées sensibles au sel et leur limitation de productivité est associée à une croissance plus faible de la plante hôte, un développement symbiotique médiocre des bactéries des nodules racinaires et, par conséquent, une réduction de la capacité de fixation de l'azote (Maas et Hoffmann, 1977 ; Georgiev et Atkins, 1993 ; Soussi et al., 1998 ; El Nady et Bellal, 2005 ; Kenenil et al., 2010).

Une symbiose infructueuse sous stress salin peut être due à un échec du processus d'infection en raison de l'effet de la salinité sur l'établissement des rhizobies (Fahmi et al., 2011). Le stress salin affecte la fixation de l'azote dans les légumineuses en inhibant l'apport de photosynthèse au nodule (Garg et Singla, 2004), en réduisant l'apport de substrats respiratoires aux bactéroïdes (Delgado et al., 1994) et en altérant la barrière de diffusion de l'oxygène (Serraj et al., 1994)

La capacité de nodulation du pois chiche soumis au stress a été utilisée comme indicateur pour sélectionner les géotypes de pois chiche cultivés dans les sols indiens (Rao et *al.*,2002 ; Garg et *singla*,2004).

De plus, la salinité affecte négativement le processus de nodulation en réduisant l'activité des enzymes azotées des bactéries symbiotiques, ce qui conduit à une réduction de la teneur en azote des plantes (Vaishnav et *al.*,2017).

III.4.7. Sur la stabilité de la membrane

En raison de l'accumulation accrue de Na⁺ à l'intérieur de la cellule, les plantes souffrent d'une déstabilisation et d'une perturbation de la membrane de différents organites : vacuole, chloroplaste, mitochondries et réticulum endoplasmique. (Akhtar, 2019).

III.4.8. Sur l'anatomie de la feuille

La salinité est connue pour induire des changements anatomiques dans les feuilles comme une réduction de la surface foliaire et de la teneur en chlorophylle, une défoliation plus rapide, etc. (Shannon et *al.*, 2000 ; Zhang et *al.*, 2016). Des épidermes plus épais, des palissades de mésophylle plus longues et plus larges et des cellules spongieuses plus grosses sous haute salinité ont été signalés (Parida et *al.* 2004). En cas de salinité élevée, des espaces intercellulaires réduits ont été observés dans les feuilles d'épinard, tandis que la densité stomatique était réduite dans les feuilles de tomate (Delfine et *al.*,1998 ; Romero-Aranda et *al.*, 2001).

III.5. Vue d'ensemble du mécanisme de tolérance à la salinité chez les plantes

Les cellules tendent à ajuster leur propre potentiel hydrique en rétablissant l'homéostasie ionique cellulaire, que ce soit par la compartimentation vacuolaire des ions toxiques (Na⁺ et Cl⁻) absorbés et (ou) leur exclusion hors de la cellule. En revanche, si cela n'est pas suffisant, la plante devra utiliser un autre moyen pour faire face au stress salin, qui consiste à synthétiser et accumuler des solutés organiques osmoprotecteurs, principalement des composés aminés et des sucres. Sur le plan énergétique, cette stratégie osmotique est beaucoup plus coûteuse que la régulation de l'homéostasie ionique. (Hanana et *al.*, 2011). Ces principales réactions cellulaires élaborées par la plante afin de faire face et de s'adapter au stress salin sont

inévitablement précédées par une cascade d'éléments de signalisation et de régulation qui peuvent emprunter différentes voies impliquantes notamment celle du calcium, de l'acide abscissique (ABA), des « mitogen-activated protein kinases » (MAP Kinases), des protéines « salt overly sensitive » (SOS) et de l'éthylène. (Hanana et al.,2011)

La figure (30) représente les différents mécanismes cellulaires agissant pour lutter contre le stress salin. Ces stratégies sont spécifiques d'ordre adaptatif ou occasionnel. (Maatallah et al., 2015 ; Zeng et al., 2015)

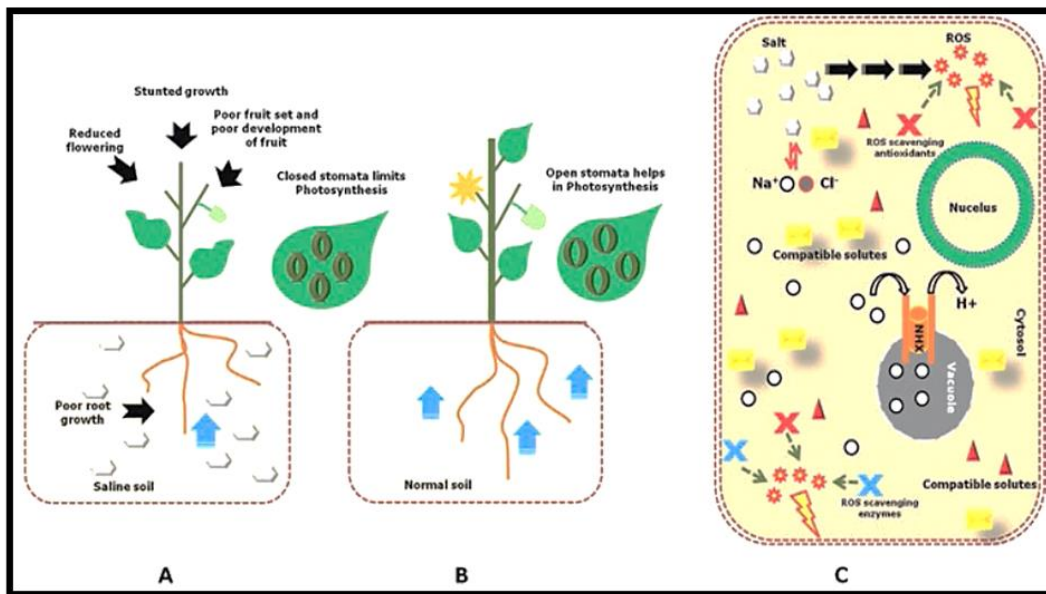


Fig.30. Représentation schématique de (a) mauvaise croissance et développement retardés de la plante dans un sol salin, (b) croissance saine de la plante dans un sol normal, et (c) différents mécanismes cellulaires agissant pour lutter contre le stress de salinité. (Akhtar, 2019).

III.5.1. Homéostasie ionique et la compartimentation

L'homéostasie ionique est une stratégie importante, adaptée par les plantes pour atténuer l'impact toxique causé par la salinité et la sécheresse (Ranganayakulu et al., 2013). Le maintien d'un rapport cytosolique K^+/Na^+ élevé dans un environnement riche en Na^+ est la caractéristique clé déterminant la capacité des plantes à tolérer la salinité (Munns et Tester, 2008). Le Na^+ absorbé par les plantes est soit éliminé hors de la cellule, soit compartimenté dans des régions moins actives des cellules telles que les vacuoles pour atteindre l'homéostasie ionique. Les antiporteurs Na^+/H^+ sont responsables de l'exclusion des ions Na^+ des cytoplasmes cellulaires ou de la répartition

du Na^+ dans les vacuoles, maintenant ainsi une faible concentration de Na^+ dans les cytoplasmes cellulaires (Reddy et al., 2017).

L'antiporteur Na^+/H^+ de la membranaire plasmique aide à maintenir le pH cellulaire. Le Glycosyl inositol phosphorylcéramide (GIPC) représente jusqu'à 40% de lipides de la bicouche lipidique externe dans les membranes plasmiques des plantes. Sous les conditions de salinité, la liaison de Na^+ à GIPC module l'activité des canaux du Ca^{2+} , augmentant ainsi la concentration d'ions calcium cytoplasmique (Ca^{2+}) chez les plantes (Jiang et al., 2019).

Par la suite, des vagues de Ca^{2+} se forment dans toute la plante et les réactions d'adaptation sont médiatrices (Choi et al, 2014). La voie de signalisation du sel trop sensible (SOS) implique les protéines SOS1, SOS2, SOS3. Les ions Ca^{2+} peuvent lier la protéine SOS3 et activer la SOS2 (Sérine/ thréonine kinase) et d'autres SOS1 (Na^+/H^+ antiporteur) pour transporter les ions Na^+ hors des cellules. SOS2 favorise également la séquestration du Na^+ dans les vacuoles (figure31).

Les antiporteurs Vacuolaires Na^+/H^+ (NHX) compartimentent le Na^+ dans les vacuoles, réduisant ainsi les risques de toxicité et contribuant également à l'osmorégulation.

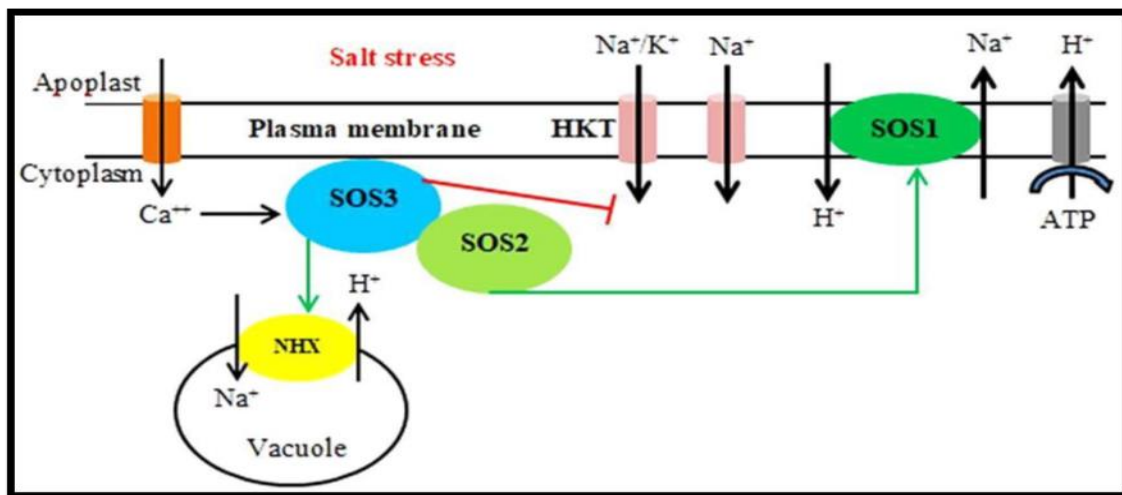


Fig.31. Modèle de la voie SOS pour l'homéostasie ionique et la compartimentation pendant le stress salin. (SOS1, antiporteur Na^+/H^+ ; SOS2, protéine kinase sérine/thréonine ; SOS3, protéine de liaison au calcium ; NHX, sodium/hydrogène ; HKT, transporteur de potassium à haute affinité). (Modification du plan de Gupta et Huang, 2014).

III.5.2. Accumulation d'osmoprotecteur / solutés compatibles

Sous stress abiotique, les plantes maintiennent leur potentiel osmotique en accumulant une forte concentration de solutés organiques compatibles (Serraj et Sinclair, 2002). Ces solutés sont des composés hautement solubles, de faible poids moléculaire et généralement non toxiques lorsqu'ils sont présents à des concentrations élevées dans les cellules. Ils protègent les plantes du stress généralement en ajustant l'équilibre osmotique (appelé donc osmoprotecteurs), en détoxifiant les espèces réactives de l'oxygène, en préservant l'intégrité de la membrane et stabilisant les enzymes (Bohnert et Jensen, 1996).

Ces solutés comprennent le saccharose, la proline, le tréhalose, les polyols et les composés d'ammonium quaternaire tels comme alanine bêtaïne, glycine bêtaïne, proline bêtaïne, O-sulfate de choline, bêtaïne pipécolate et hydroxyproline bêtaïne (Rhodes et Hanson, 1993).

L'ajustement osmotique de la cellule est vital pour la subsistance sous un stress salin. (Suprasanna et *al.*, 2005). L'accumulation de solutés compatibles est souvent prise comme une stratégie de base pour la protection et la survie des plantes sous stress salin et aride. (Bouchenak et *al.*, 2019)

Le rôle des sucres solubles dans le mécanisme adaptatif est controversé, et même leur accumulation peut être préjudiciable à plusieurs points de vue. Les sucres solubles agissent comme des osmolytes et peuvent augmenter la pression osmotique de la cellule (Yancey et *al.*, 1982). De plus, le maintien du taux de sucres solubles dans les feuilles pourrait être associé à une diminution de la croissance sous salinité. Azcon-Bieto (1983) a signalé que des taux plus faibles d'assimilation du carbone et une diminution du rendement étaient associés à l'accumulation de glucides chez de nombreuses espèces végétales. Singh (2004) a prouvé qu'une plus grande accumulation de sucre diminue le potentiel osmotique des cellules et réduit la perte de turgescence chez les génotypes tolérants.

La proline, un acide aminé, est l'un des osmolytes organiques les plus distingués qui s'accumule dans les tissus végétaux exposés à divers stress abiotiques (Sharma et *al.*, 2020, Sohag et *al.*, 2020).

Les acides aminés comme la proline s'accumulent dans les plantes supérieures et sont généralement connus pour agir comme des solutés compatibles (Mansour, 2000 ;

Suprasanna et *al.*,2005 ; Ahanger et *al.*,2014 ; Slama et *al.*,2015). L'augmentation des niveaux de proline dans les plantes soumises à un stress salin aide à fournir une tolérance et peut contrecarrer les cellules végétales du stress osmotique (Polash et *al.*, 2019 ; Huang et *al.*, 2013 ; Sharma et *al.*,2020 ; Sohag et *al.*,2020). Elle constitue un marqueur de résistance. (Zouaoui et *al.*,2019).

Les protéines kinases activées par les mitogènes (MAPK) sont les enzymes vitales impliquées dans une cascade de réactions de voies de transduction du signal en réponse à un stimuli environnemental. La cascade activé contrôle une variété de facteurs physiologiques intracellulaires et les réactions métaboliques au sein de la cellule tels que la synthèse de l'acide Abscissique (Xiong et Yang,2003; Šamajová et *al.*, 2013 ; Danquah et *al.*, 2014 ; Komis et *al.*, 2018).

La figure 33 résume les voies d'ajustement ionique et osmotique chez les plantes sous stress salin.

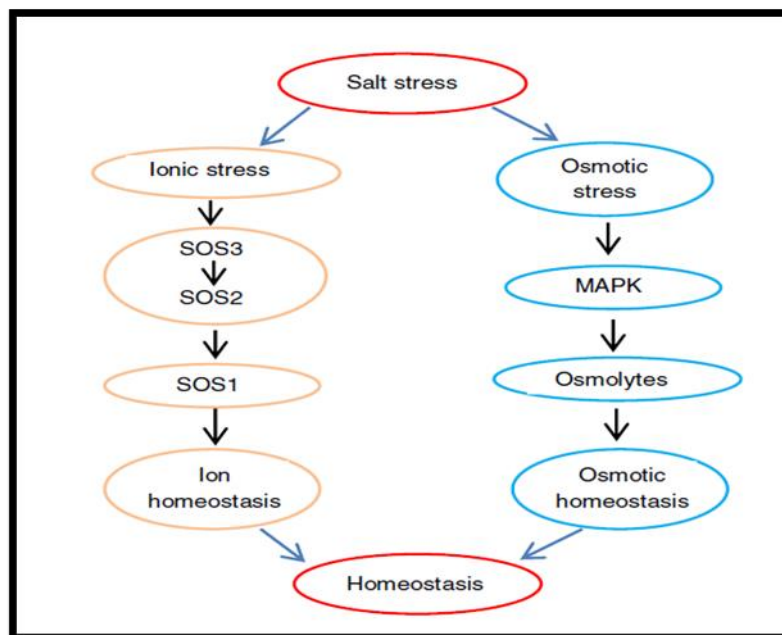


Fig.32. Modèle illustrant l'interaction du stress ionique et osmotique, les voies induites pour maintenir l'homéostasie cellulaire dans la réponse au stress salin.

SOS1, antiporteur Na^+/H^+ ; SOS2, protéine kinase sérine/thréonine; SOS3, protéine de liaison au calcium; MAPK, protéine activée par les mitogènes kinase.(Bhatt et *al.*, 2020)

III.5.3. Piégeage des espèces réactives de l'oxygène pour se protéger du stress oxydatif (l'activité antioxydante)

Le système de défense antioxydant par le piégeage des ROS joue un rôle important dans l'adaptation des plantes au stress salin (Ahanger et *al.*, 2014). La plante produit différents antioxydants et enzymes détoxifiants pour une élimination efficace des ROS. (Asada,1999).

III.5.3.1. Activité antioxydante enzymatique

La tolérance à la salinité est corrélée de manière significative avec l'activité des enzymes antioxydantes comme la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT), le glutathione peroxydase (GPX), ascorbate peroxydase (APX), glutathion réductase (GR). (Maleka et *al.*, 1999 ; Shanker et Venkateswarlu, 2011 ; Xia et *al.*,2014), ce sont les principales enzymes détoxifiantes. La SOD convertit le superoxyde en H₂O₂, qui est dégradé en eau et en oxygène par le cycle catalase et / ou ascorbate-glutathion ou par l'ascorbate peroxydase situé dans la membrane thylacoïde du chloroplaste (Wu et *al.*, 2014).

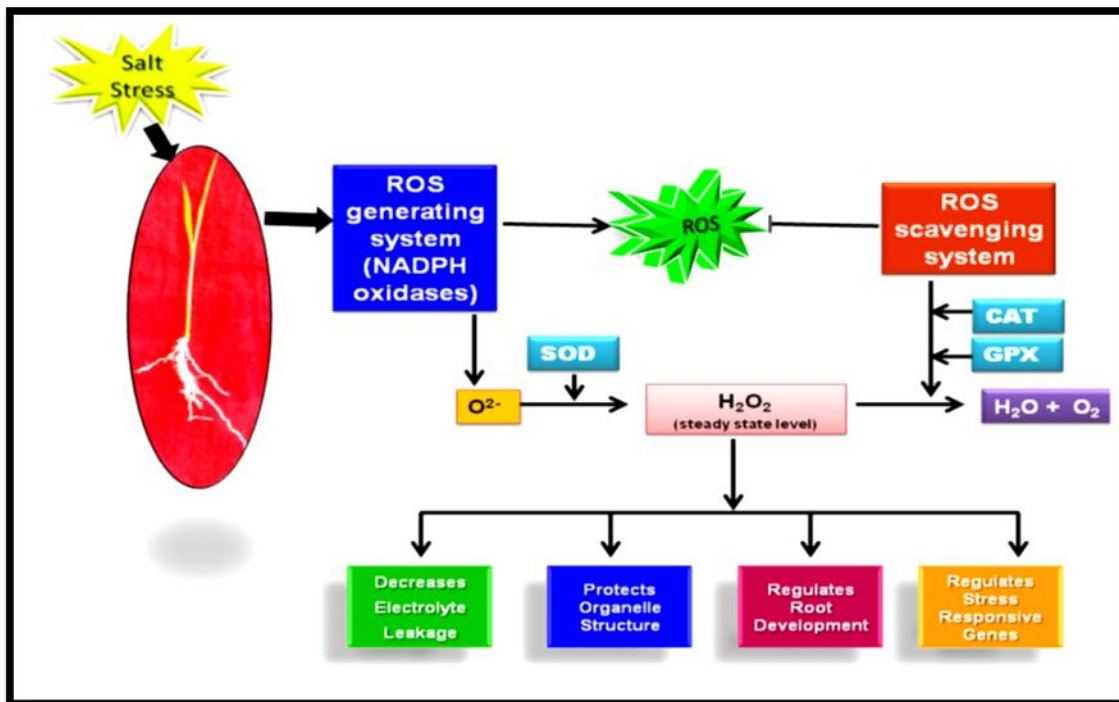


Fig.33. Régulation médiée par les espèces réactives de l'oxygène (ROS) de la tolérance au stress salin chez le riz. (Kaur et Pati ,2017)

III.5.3.2. Activité antioxydante non-enzymatique

Les Métabolites secondaires (MS) ne sont généralement pas nécessaires au fonctionnement normal des cellules végétales, mais ont des fonctions de protection des plantes contre les stress biotiques et les stress abiotiques (Figure 1). Les espèces végétales présentent des variations dans les types et les niveaux de MS produits en réponse aux contraintes (Akula et Ravishankar,2011 ; Kusano et *al.*,2015). Ils ont estimé qu'il y a plus de 100 000 Ms dans le règne végétal, et ceux-ci sont classés en trois groupes principaux, les composés azotés (par exemple, les alcaloïdes et les glucosinolates), les terpènes et composés phénoliques (par exemple, phénylpropanoïdes et flavonoïdes) (Zagorchev et *al.*,2013 ; Wink,2015). Les niveaux des MS trouvés dans les plantes peuvent s'altérer en réponse au stress osmotique induit par le SS et/ou à la toxicité ionique (Akula et Ravishankar,2011) In (Patel et *al.*,2020).

La plupart des composés phénoliques sont dotés de propriétés biologiques notamment antioxydantes (Liu et *al.*,2015).

a. Composés phénoliques ou polyphénols, sont des produits du métabolisme secondaire des plantes, largement distribués chez les végétaux, ils sont présents dans tous les organes de la plante. Leurs fonctions ne sont pas strictement indispensables à la vie du végétal, cependant ces substances jouent un rôle majeur dans les interactions de la plante avec son environnement, la plante les sécrète pour se défendre contre de nombreux facteurs de stress (hydrique, salin, lumineux, carence azotée, parasites...). (Richter,1993 ; Mompon et *al.*,1996 ; He et *al.*,2008), contribuant ainsi à la survie de l'organisme dans son écosystème.

Le terme « phénol » englobe approximativement 10000 composés naturels identifiés (Martin et Andriantsitohaina, 2002 ; Druzyńska et *al.*,2007). Allant de molécules phénoliques simples de bas poids moléculaire tels que, les acides phénoliques à des composés hautement polymérisés comme les tanins et les lignines. Ils font partie intégrante de l'alimentation humaine et animale (Martin & Andriantsitohaina,2002 ; Bruneton,2009).

L'élément structural fondamental qui les caractérise est la présence d'au moins un noyau phénolique à 6 carbones (Fig.34.), auquel est directement lié au moins un groupe hydroxyle (OH) libre ou engagé dans une autre fonction : éther, ester ou hétéroside (Bruneton,1999 ; Balasundram et *al.*,2006).

Les composés phénoliques sont un constituant important de la qualité des fruits en raison de leur contribution au goût, à la couleur et aux propriétés nutritionnelles des fruits. Ces composés phénoliques peuvent être classés en différents groupes en fonction du nombre de noyaux aromatiques qu'ils contiennent et des éléments de structure qui lient ces noyaux les uns aux autres. Les distinctions sont ainsi faites entre les acides phénoliques, les flavonoïdes, stilbènes et lignanes. (Cheynier, 2005 ; Manach *et al.*, 2004, 2005).

Les composés phénoliques des végétaux sont issus de deux grandes voies d'élaboration de cycles aromatiques, la voie shikimate (également responsable de la synthèse des acides aminés Phe et Tyr) et la voie polyacétate, qui consiste en la condensation de molécules d'acétylcoenzyme A. Cette biosynthèse a permis la formation d'une grande diversité de molécules qui sont spécifiques d'une espèce de plante, d'un organe, d'un tissu particulière (Guignard,2000 ; Bruneton,2008).

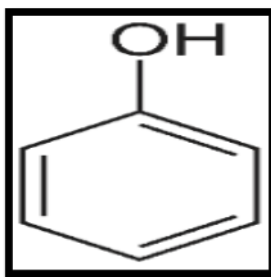


Fig.34. Structure de base des polyphénols : phénol. (Kubow,1990)

a.1. Acides phénoliques ou acides-phénols

a.1.1. Acides-phénols simples

Les acides phénoliques ou encore acides-phénols, présents dans tous les fruits et légumes, sont les principaux phénols retrouvés dans l'alimentation. On distingue deux classes d'acides phénoliques : les dérivés de l'acide benzoïque et de l'acide cinnamique (El Gharras ,2009)

L'acide gallique, l'un des acides phénols le plus courant, ainsi que son dimère, l'acide hexahydroxydiphénique (HHDP) sont les éléments constitutifs des tanins hydrolysables et son qualifiés de précurseurs de tanins (Bruneton,2009 ; Crozier *et al.*,2006)

Les acides hydroxycinnamiques communs sont les acides caféique, p-coumarique, férulique et sinapique. (Chira et al.,2008)

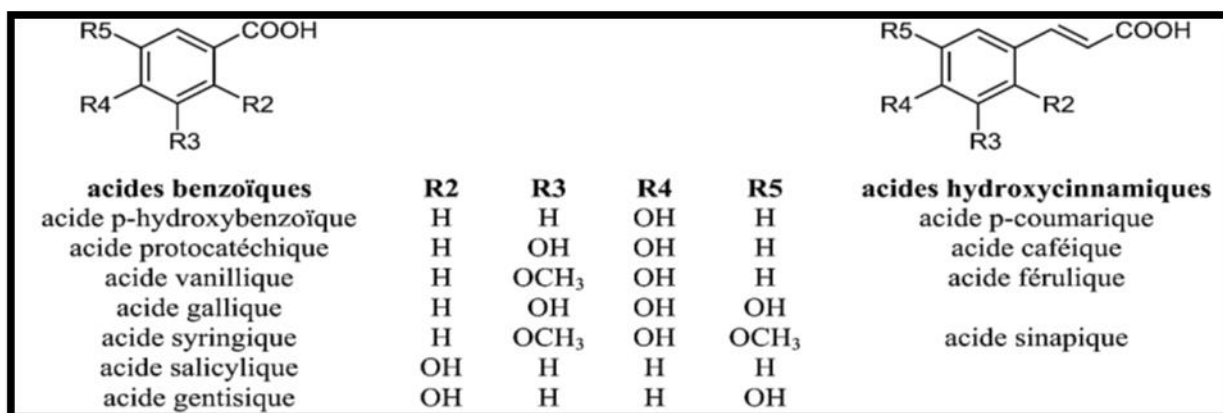


Fig.35. Exemples d'acides phénoliques (Chira et al.,2008)

a.1.2. Coumarines

La lactonisation des acides 2-hydroxy-Z-cinnamiques donne naissance aux coumarines qui sont aussi dérivés des acides ortho-hydroxycinnamiques (Bruneton,2009).

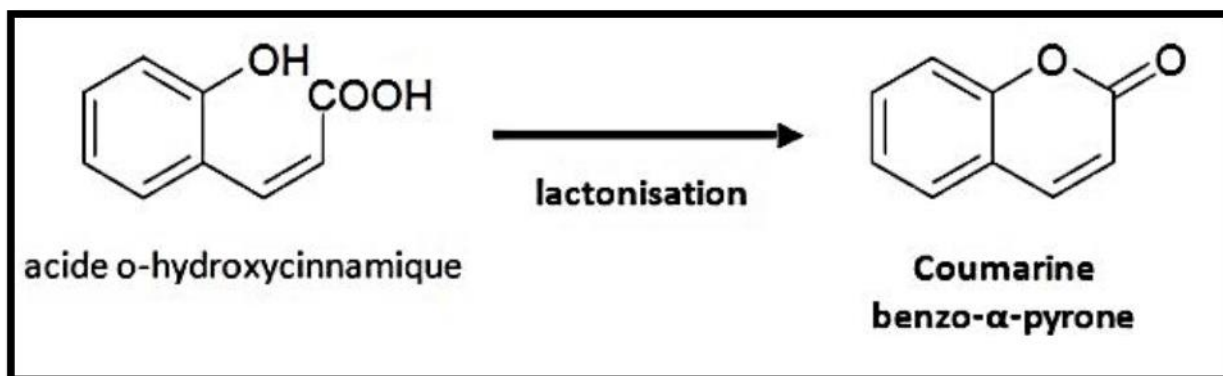


Fig.36. Formation de la coumarine par lactonisation de l'acide o-hydroxycinnamique.

(Matou,2019)

a.1.3. Polyphénols complexes (Les tanins)

Les tanins représentent une classe très importante de polyphénols localisés dans les vacuoles (Aguilera-Carbo,2009). Historiquement, le terme « tanin » regroupe des composés polyphénoliques caractérisés par leurs propriétés de combinaison aux protéines (Paris et Hurabeillen,1981), d'où leur capacité à tanner le cuir. Les tanins sont des constituants naturels du thé vert, du vin rouge, et d'autres produits végétaux (Keil et

al.,2004 ; Peronny ,2005). Ces composés interviennent dans l'inhibition de la peroxydation lipidique, aussi dans l'oxydation de l'acide ascorbique (Perret,2001)

Sur le plan structural, les tanins sont divisés en deux groupes, tanins hydrolysables et tanins condensés (Linden et Lorient,1994)

a.2. Flavonoïdes :

Les flavonoïdes sont des composés possédant un squelette de base à quinze atomes de carbone, constitués de deux noyaux aromatiques et d'un hétérocycle central de type pyrane, formant une structure C6-C3-C6 (Ghedira,2005). Ce sont les composés les plus abondants parmi tous les composés phénoliques. Ils interviennent dans la pigmentation des fleurs et dans les processus de défense contre le rayonnement UV, les herbivores et les attaques microbiennes (Crozier,2003). Les flavonoïdes sont présents dans une grande variété d'aliments (fruits et légumes, céréales, jus de fruits, thé et vin...). Il existe plusieurs classes de flavonoïdes, dont les principales sont les flavones, les flavonols, les flavan-3-ols, les isoflavones, les flavanones et les anthocyanidines. La structure de base de ces différents flavonoïdes peut subir de nombreuses substitutions, les groupements hydroxyles étant généralement en positions 4, 5 et 7. Ces substances existent généralement sous forme de glycosides (Chira et *al.*,2008 Mierziak,2014 ; Panche et *al.*,2016). Ce sont des composés phytochimiques importants et ont de nombreux rôles dans les plantes. (Gould, K.S. et Lister,2006).

Partie

Expérimentale

Chapitre IV : Matériel et méthodes

Chapitre IV : Matériel et méthodes

La partie expérimentale est conduite à Sidi bel Abbès.

Dans ce chapitre nous allons exposer l'ensemble des matériels et méthodes employés pour l'accomplissement de cette thèse.

IV.1. Matériel utilisé

IV.1.1. Graines du pois chiche

Les caractéristiques des sept génotypes du pois chiche sont citées dans le tableau 02.

Tableau.2- Caractéristiques des génotypes utilisées.

GENOTYPES	ORIGINE	POIDS DE 100 GRAINES (Gr)	PORT
ILC 482	ICARDA	45	Semi érigé
FLIP 84-92	ICARDA	27,86	Erigé
FLIP 98-41	ICARDA	30,94	Etalé
FLIP 84-94	ICARDA	25,74	Semi érigé
FLIP 92-92	ICARDA	32,32	Semi érigé
FLIP 93-93	ICARDA	35,92	Semi érigé
FLIP 09-53	ICARDA	29,73	Semi érigé

Les génotypes utilisés sont originaires d'ICARDA.

IV.1.2. Solutions salines

Les solutions d'arrosage sont préparées à base de l'eau et du NaCl, sont représentées dans le tableau ci-dessous.

Tableau.3 - les solutions d'arrosage.

Solutions	Concentrations mM.l ⁻¹	NaCl (g.l ⁻¹)
1	0 mM.l ⁻¹	0 g.l ⁻¹
2	68 mM.l ⁻¹	4 g.l ⁻¹
3	102mM.l ⁻¹	6 g.l ⁻¹
4	136mM.l ⁻¹	8 g.l ⁻¹
5	170mM.l ⁻¹	10g.l ⁻¹

IV.1.3. Sol

Le substrat utilisé est un mélange de 4/5 du sol avec 1/5 du terreau. La texture du sol est du type argilo-limoneux (Conductivité électrique=0.2mmhos/cm, le pH=8.85).

IV.2. Effet du stress salin sur la germination du pois chiche

Dans le but de déterminer les effets néfastes du NaCl sur la germination des graines de pois chiche, un essai de germination a été effectué sous différentes concentrations de chlorure de sodium.

Les graines, au nombre de 10, sont désinfectées abondamment à l'hypochlorite de sodium à 8%, puis rincées à l'eau distillée. Elles sont ensuite mises à germer dans des boîtes de pétri de 10 centimètres de diamètre, entre deux couches de papier filtre, celui-ci est humecté avec 15 ml d'eau distillée pour le témoin et avec 15 ml de l'une des solutions salées ayant les concentrations suivantes :0mM ,68 mM, 102 mM,136mM, et 170 mM de Na Cl (fig.37). La germination est repérée par la sortie de la radicule hors des téguments de la graine. L'essai prend fin lorsqu'après deux comptages successifs aucune germination n'est enregistrée.

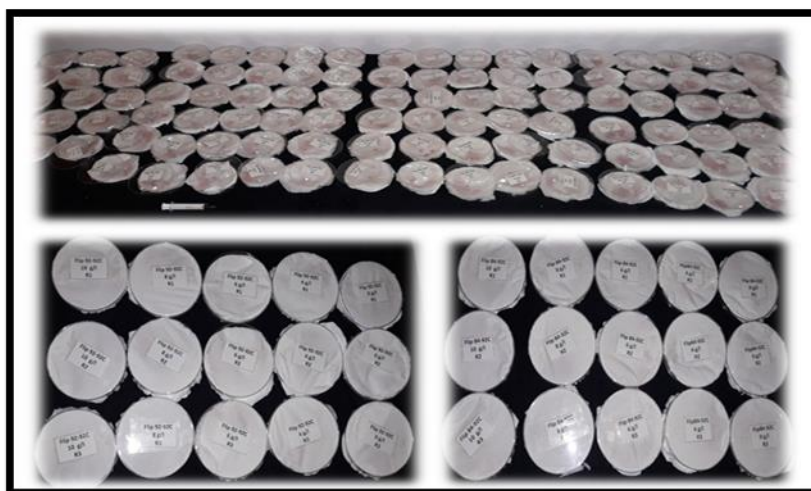


Fig.37. Graines du pois chiche mises à germer dans des boîtes de pétri couvertes. (Cliché Gaid,2017)

Au cours de cet essai les paramètres étudiés sont :

IV.2.1. Précocité de la germination

En général, chaque espèce dispose d'une précocité de germination. Elle est exprimée par le taux des premières graines germées correspondant à l'intervalle de

temps entre le semis et le début d'apparition de la radicule à travers la membrane n'aura pas lieu en même temps chez toutes les graines (Renard., 1975).

IV.2.2. Taux quotidien de la germination

Le calcul du nombre des graines germées s'effectue d'une manière quotidienne ce qui nous donne ce paramètre : $Tg = Ni \times 100 / Nt$

IV.2.3. Estimation du taux final de germination (La Faculté germinative)

Taux de germination final : ce paramètre constitue le meilleur moyen d'identification de la concentration saline qui présente la limite physiologique de germination des graines de pois chiche. Il est exprimé par le rapport nombre de graines germées sur nombre total de graines. (Côme ,1970).

Sur la base du nombre total de graines utilisées (Nt), nous calculons le pourcentage des graines en germination (Ni) selon la relation :

$$Tg = Ni \times 100 / Nt \text{ (Tg : taux de germination)}$$

IV.2.4. Cinétique de germination

Est une courbe de germination qui décrit le déroulement de la germination du lot de semences considéré placé dans des conditions bien précises. Elle représente le plus souvent l'évolution des pourcentages de germination cumulés en fonction du temps. Cette cinétique est établie à partir des taux cumulés de graines germées c'est-à-dire la variation des taux de germination en fonction du temps exprimé en jours sous toutes les conditions de traitement testé. Les courbes de germination donnent une idée complète de l'évolution de la germination d'un lot de semences placé dans des conditions déterminées.

IV.2.5. Vitesse de la germination

***Temps moyen de germination (TMG) et temps moyen T50.**

D'après Côme, (1970) la vitesse de germination peut être exprimée de plusieurs façons, le temps moyen nécessaire à la germination qui représente l'inverse du coefficient de vélocité (kotowski, 1926 ; Ben khettou, 2010), et par le temps nécessaire à l'obtention de 50% de graines germées T50 (Gholami et al, 2015).

***Coefficient de vitesse**

Elle caractérise la variation dans le temps des taux de germination dès l'apparition de la première pointe de la racine d'une des graines jusqu'à la stabilité de la germination.

Elle peut s'exprimer par :

*Le taux de germination obtenu à un moment donné.

*Le temps nécessaire à l'obtention de 50% de germination.

*Le coefficient de vitesse (Cv) proposé par KOTOWSKI (1926) avec un temps moyen de germination (Tm).

$$Cv = (N1 + N2 + N3 + \dots + Nn / N1T1 + N2T2 + N3T3 + \dots + NnTn) \times 100$$

$$Tm = N1T1 + N2T2 + N3T3 + \dots + NnTn / N1 + N2 + N3 + \dots + Nn$$

N1 : Nombre de graines germées au temps T1

N2 : Nombre de graines germées au temps T2

N3 : Nombre de graines germées au temps T3

Nn : Nombre de graines germées au temps Tn

TIMPSON (1965) a proposé de calculer la vitesse

IV.2.6. Germination moyenne journalière (MDG) : c'est le pourcentage final de germination sur le nombre de jours à la germination finale.

IV.2.7. Longueur de la racine et de la tige

Les mesures de la longueur de la racine et de la tige sont effectuées au dernier jour de la germination (le 26/01/2017) à l'aide du papier millimétré.

IV.2.8. Vigor des graines (VS)

Cet indice a été déterminé par la formulation suivante et avec l'aide de la méthode d'Abdul-baki et Anderson (1970).

Méthode : Indice de vigueur de graines = {pourcentage de germination × moyenne de la longueur des plantules (racine + tige) cm} / 100.

A la fin de l'expérience, nous avons choisi 10 plantes de chaque boîte de Pétri, séparé leur racine et tige et on a mesuré séparément la longueur de la racine et de la tige de chaque plante.

IV.2.9. Teneur moyenne en eau (TME %)

Les teneurs en eau des plantules sont déterminées par le calcul du poids frais (PF) des plantules avant de les mettre à sécher dans l'étuve à 80°C pendant 48 heures. Le poids sec est ensuite déterminé (PS) et la teneur en eau est calculée par la formule de

$$TE = \frac{PF - PS}{PF} \times 100$$

IV.2.10. Taux d'imbibition

Le taux d'imbibition ou la prise d'eau relative des graines en germination de l'ensemble des géotypes sous les cinq traitements salins est déterminé chaque 12 heures, du début de la germination jusqu'à la percée des téguments par la radicule, équivalent à 72 heures de temps de germination.

L'imbibition est déterminée par le rapport suivant : Imbibition (%) = $((Pt - Pi) / Pi) \times 100$ où Imbibition, représente la prise d'eau pendant un temps t, exprimée en pourcentage. Pt représente le poids du grain après un temps t de mise en germination exprimé en grammes. Pi est le poids initial de la graine déterminé avant la mise en germination exprimé en grammes. Le poids Pt est estimé par pesée des graines prélevées des différents milieux de germination et essuyées délicatement avec un papier buvard afin d'éliminer toutes traces de l'eau de surface. (Zemour, 2014)



Fig.38. Pesée des graines avant et après la mise en germination. (Cliché Gaid, 2017)

IV.3. Effet de la salinité sur le développement du pois chiche

Le semis du pois chiche (07 géotypes) a été réalisé le 18 mars 2017 à raison de trois graines par sachet. Les sachets sont remplis par un mélange de sol et de terreau (4V/1V) pour augmenter la fertilité du sol.

Le dispositif expérimental est de type factoriel à deux facteurs.

***Premier facteur** : représente les cinq traitements salins (T1 : 0 mM.l⁻¹, T2 : 68 mM.l⁻¹, T3 :102 mM.l⁻¹, T4 :136 mM.l⁻¹ et T5 : 170 mM.l⁻¹).

***Deuxième facteur** : est représenté par les sept génotypes. Le nombre de répétitions est de trois. Chaque répétition comporte un sachet.

L'essai est conduit dans des sachets en plastique, sont remplis de 3,5 kg d'un mélange de terre et de terreau pour augmenter la fertilité de notre sol. On procède à une irrigation avec 150 à 200 ml de l'eau et avec des solutions salines.

La préparation des sachets pour le semis est représentée dans la figure suivante.



Fig.39. Préparation des sachet étiquetés pour le semis des sept génotypes de pois chiche (Cliché Gaid, 2017).

Le schéma du Protocol expérimental est représenté dans la figure suivante.
































































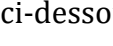
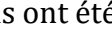
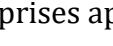
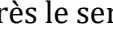
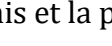
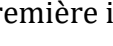






























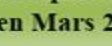





		FLIP98-41	FLIP92-92	FLIP84-94	FLIP84-92	FLIP09-53	FLIP93-93	ILC 482
0 mM.l ⁻¹ (Témoin)	R1							
	R2							
	R3							
68 mM.l ⁻¹	R1							
	R2							
	R3							
102 mM.l ⁻¹	R1							
	R2							
	R3							
136 mM.l ⁻¹	R1							
	R2							
	R3							
170 mM.l ⁻¹	R1							
	R2							
	R3							

Fig.40. Schéma du protocole expérimental pour le semis du pois chiche.

Les photos ci-dessous ont été prises après le semis et la première irrigation du pois chiche.



Fig.41. Semis du pois chiche le semis a été réalisé le 18 mars 2017. (Cliché Gaid,2017)
Les stades phénologiques ont été suivis et quelques clichés ont été pris.

La levée a été enregistrée après 8 jours du semis chez le génotype ILC482.



Fig.42. Levée du pois chiche chez le génotype ILC 482.

La ramification du pois chiche a été enregistrée le 30 mars 2017 chez le génotype ILC482.

Les figures ci-dessous représentent le stade ramification du pois chiche.



Fig43. Ramification du pois chiche le 30 mars 2017.

Le début de la floraison est enregistré le 29 avril chez le génotype Flip 84-94 puis Flip 84-92, Flip 93-93, Flip 92-92, 09-53. La pleine floraison est enregistrée le 5 Mai chez le génotype Flip 84-94.



Fig.44. Floraison du pois chiche. (Cliché Gaid,2017)

Le début de la formation de gousses est enregistré lorsque la première gousse est apparue.



Fig.45. Début de la formation de gousses chez le génotype FLIP 98-41. (Clichés Gaid,2017)

La pleine formation de gousses est enregistrée lorsque 50% des gousses sont formés pour chaque génotype.



Fig.46. Pleine formation de gousses. (Cliché Gaid,2017)

***Application du stress salin**

Le stress salin est appliqué, dès l'apparition de la première fleur pour chaque génotype (à partir du 44^{ème} jours après le semis), afin de sélectionner le génotype le plus tolérant.



Fig.47. Floraison du pois chiche. (Cliché Gaid,2017)

IV.3.1. Effet du stress salin sur les caractères morphologiques

La salinité affecte tous les processus physiologiques de la plante. Son effet se traduit notamment par une réduction de la croissance en hauteur (Ben Naceur, 2001). Afin de comprendre ce phénomène, des mesures sont effectuées, elles concernent la longueur de l'axe principal avant et après le stress.

IV.3.1.1. Longueur des tiges

Les mesures de la hauteur des tiges sont effectuées avant l'application du stress (29-04-2017) et le dernier jour du stress à l'aide d'un ruban millimétrique.

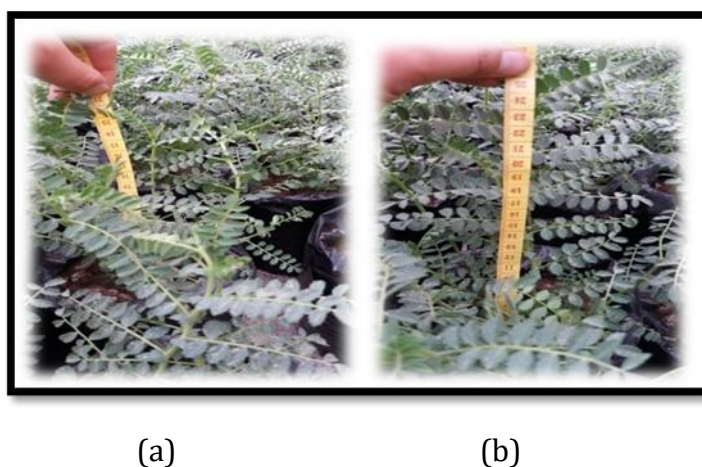


Fig.48. Mesure de la hauteur de la tige avant (a) et après (b) l'application du stress

IV.3.1.2. Longueur et le volume des racines

Les racines sont l'emplacement primaire de la perception et des dommages pour plusieurs stress, entre autres la salinité (Jian et Deyholo, 2006). Dans le but d'observer le comportement racinaire des sept génotypes, nous avons opéré comme suite ; à la fin du stress, les sachets sont soigneusement vidés de leur contenu ; les racines sont dégagées des particules de substrats à l'aide d'un jet d'eau. Les mesures effectuées ont concerné la longueur des racines (LR), le volume racinaire (VR) déterminé par immersion de chaque racine dans une éprouvette, il est représenté par le volume d'eau déplacé et établi en cm^3 . Selon le principe de la poutée d'archimède. (GHAMNIA,2013)



(a)



(b)

Fig.49. Déterrement (a) et le rinçage (b) des racines des plantes.

IV.3.1.3. Salinité sur la longueur des racines

Les plantes entières sont soigneusement rincées à l'eau de robinet puis séchées rapidement à l'aide du papier absorbant.



Fig.50. Plants du pois chiche après déterrement.

IV.3.1.4. Salinité sur le volume des racines

Il est mesuré par immersion du système racinaire dans une éprouvette graduée (en ml) remplie d'eau, selon le principe de la poussée d'Archimède, soit : « le volume d'un corps immergé est égal au volume du liquide déplacé (dénivellation)

IV.3.1.5. Salinité sur le Ratio longueur de la racine /longueur de la tige

Le rapport (LR/LT) est calculé sur la base de la division entre la longueur de racine et la longueur de la tige.



Fig.51. Estimation du volume des racines.

IV.3.1.3. Nombre de nodules par racine et leur poids

***Nombre de nodules**

Le comptage de nombre des nodules Rhizobiennes est effectué manuellement et à l'œil nue, et leur poids est déterminé à l'aide d'une balance de précision.



Fig.52. Disposition des nodules sur les racines du pois chiche.

***Poids des nodules**

Les racines après être séparées de la partie aérienne, sont soigneusement lavées puis déposées dans un récipient en verre rempli d'eau, qui nous facilite le comptage manuel des nodules.

Les nodules de rhizobium sont comptés et après récupérés pour être pesés à l'aide d'une balance de précision.

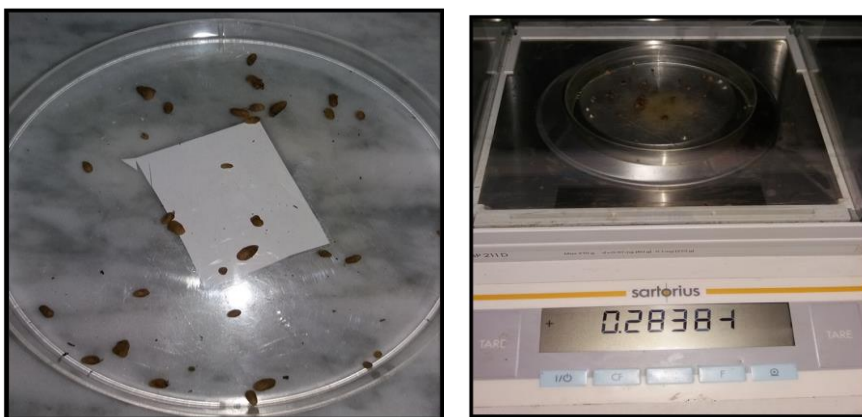


Fig.53. Pesage des nodules récupérés et comptée sur les racines de chaque plante sous les 05 traitements.

IV.3.2. Caractéristiques physiologiques

IV.3.2.1. Poids frais et le poids sec des tiges et des racines

La partie aérienne est isolée de la partie souterraine, puis les poids frais des deux parties sont déterminés à l'aide d'une balance de précision.

Chaque échantillon pesé est enveloppé dans du papier aluminium puis le tout est déposé dans une étuve réglée à 70 °C durant 48 heures pour obtenir le poids sec.



Fig.54. Détermination du poids frais et du poids sec des parties aériennes et racinaires.

La masse végétative est étuvée à 80 °C pendant 48 heures puis pesée à l'aide d'une balance de précision.

IV.3.2.2. Rapport biomasse séchée racinaire/ biomasse séchée aérienne (BSR/BSA)

Le rapport (BSR/BSA) est calculé sur la base de la division entre la biomasse séchée de la partie racinaire et la biomasse séchée aérienne.

IV.3.2.3. Teneur relative en eau des tiges et des racines

Pour déterminer la teneur en eau des tiges et des racines les échantillons sont pesés avant et après séchage dans l'étuve à 80°. Et cela est représenté dans la figure n°

Les teneurs relatives en eau des plantules sont déterminées par le calcul de poids frais (PF) de chaque échantillon avant de mettre à sécher dans l'étuve à 80°C pendant 48 heures. Le poids sec est ensuite déterminé (PS) et la teneur en eau est calculée par la formule de (Monneveu, 1991)

$$\text{TE} = \frac{PF - PS}{PF} \times 100$$

IV.3.2.4. Indice de sensibilité à la salinité : il est obtenu selon la méthode de HAMROUNI et *al.* (2008), par l'équation suivante :

$$\text{ISS} = (\text{TREt} - \text{TREs} / \text{TREt}) \times 100$$

ISS : Indice de sensibilité à la salinité

TREt : la teneur relative en eau des plantes en conditions optimales.

TREs : la teneur relative en eau des plantes soumis au stress salin.

IV.3.2.5. Calcul des indices de tolérance

Pour déterminer la tolérance relative des différents génotypes vis-à-vis du stress salin, un indice de tolérance (IT) a été calculé.

Indice de tolérance à la salinité est calculé par le rapport entre la moyenne notée de biomasse sèche racinaire obtenue sous stress salin et celle obtenue sur le milieu dépourvu de salinité (témoin). (Arbaoui, 2016).

ITS=BSR du traitement salin/BSR du témoin.

IV.3.2.6. Nutrition minérale du pois chiche

La préparation des échantillons pour les autres paramètres



Fig.55. Préparation des échantillons pour la mise en congélateur pour une utilisation ultérieure (géotype FLIP98-41).

IV.3.2.6.1. Détermination de la teneur en cendres

Le principe : le dosage des cendres est basé sur la destruction de toute matière organique sous l'effet de la température élevée (500°C) (Linden, 1981) jusqu'à ce que les résidus deviennent blancs en refroidissant.

Mode opératoire consiste à chauffer dans des creusets en porcelaine 0,1 à 2 g d'échantillon jusqu'au dégagement d'une fumée noire de bec benzène. Les creusets sont ensuite introduits dans un four à moufle réglé à 500 °C pendant 4 h jusqu'à une transformation du contenu en substance blanche grisâtre qui blanchit en refroidissant dans un dessiccateur pour avoir un poids constant, puis on le pèse pour avoir un nouveau poids qui détermine le taux des cendres après la disparition de la matière organique.

Formule et calcul : le taux des cendres est calculé par différence

$$T\% = \frac{P_1 - P_0}{P_E} \times 100$$

Avec T% : Taux en cendres

P₀ : Masse de creuset vide en g

P₁ : Masse de creuset + cendre en g (après calcination)

P_E : Masse de l'échantillon sans creuset en g (prises d'essai)

IV.3.2.6.2. Teneur en éléments minéraux

Les analyses de quelques éléments minéraux ont été effectuées sur les feuilles, et les racines et ont porté sur la détermination des teneurs en potassium, en calcium, et en sodium.

Le choix du dosage de ces cations est basé sur le fait que :

Les ions Na^+ et K^+ jouent un rôle clef dans le processus d'osmorégulation.

Le Ca^{++} assure une fonction importante dans le signal de la réponse au stress. (Ghamnia, 2013)

L'extraction et le dosage des éléments minéraux sont faits par la méthode de Lafon et *al.* (1996) qui consiste à déterminer la composition en éléments minéraux d'une plante en procédant d'abord par calcination et puis par la destruction complète de la matière organique (Martin-Prevel et *al.*, 1984).

➤ Extraction

Après séchage de la poudre fine issue du broyage à l'étuve à 70°C pendant 16 heures, seulement 100 mg a été pris pour la calcination mis dans des creusets en porcelaine au four à moufle à 500°C pendant 4 heures.

Après refroidissement, 2ml d'acide nitrique (HNO_3) a été ajouté à chacun des échantillons, puis, les creusets ont été mis sur la plaque chauffante jusqu'à l'évaporation complète de cet acide, puis on les a remis au four une autre fois pour une heure.

➤ Dosage

Lire au spectrophotomètre à flamme qui nous donne des valeurs en ppm, après avoir établi à partir d'une gamme étalon une courbe d'étalonnage qui permet de le calibrer et traduire la relation entre la DO et la concentration pour chaque élément.

a- La solution standard du potassium

Pour préparer une solution standard de potassium, il faut mettre 1g du chlorure de potassium (KCl) desséché dans une fiole jaugée d'un litre de capacité et compléter le volume avec de l'eau déminéralisée jusqu'au trait de jauge.

b- La solution standard du sodium

Pour préparer une solution standard de sodium, il faut mettre 1g du chlorure de sodium (NaCl) desséché dans une fiole jaugée d'un litre de capacité, dissoudre avec 8 ml d'eau déminéralisée et 8 ml d'HCl concentré et compléter le volume avec de l'eau déminéralisée jusqu'au trait de jauge.

c- La solution standard du calcium

Pour préparer une solution standard de calcium (1g.l^{-1}), il faut mettre 2.4973 g du carbonate de calcium (CaCO_3) desséché dans une fiole jaugée d'un litre de capacité, ajouter lentement goutte à goutte approximativement 8 ml d'HCl et compléter le volume avec de l'eau déminéralisée jusqu'au trait de jauge.

IV.3.3. Sur quelques composantes du rendement

IV.3.3.1. Nombre des fleurs/plant

IV.3.3.2. Nombre et le poids des gousses

Les gousses récupérées de chaque plante sont comptées puis pesés à l'aide d'une balance de précision.

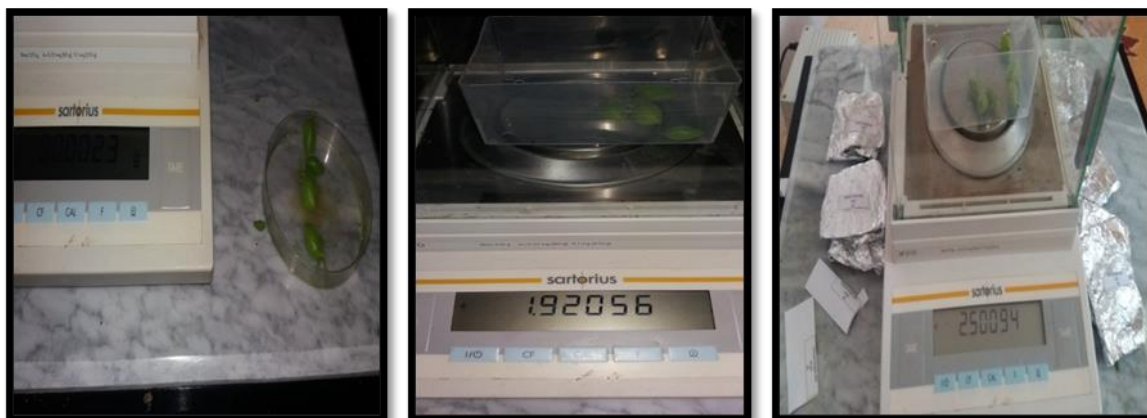


Fig.56. Pesage des gousses du pois chiche à la fin de l'application du stress salin.

IV.3.4. Caractères biochimiques

IV.3.4.1. Teneur en chlorophylle

La photosynthèse n'est rendue possible grâce aux molécules absorbant la lumière : la chlorophylle a (pigment principal) et la chlorophylle b et les caroténoïdes (pigments accessoires). Ces pigments ont des pics d'absorption de la lumière différents (vers 450

nm et vers 650 nm pour chlorophylle a et b et vers 480-500 pour les caroténoïdes) ce qui permet une optimisation de l'utilisation du spectre solaire par la plante.

• **Protocole**

La teneur en chlorophylle a et chlorophylle b, ainsi que la chlorophylle totale sont déterminés selon la méthode de LICHTEN THALER (1987) et SHABALA *et al* (1998).

• **Extraction**

100 mg d'échantillon frais coupé en petit fragments sont placés dans des tubes a essais on ajoute alors 10 ml d'acétone a 95%, l'ensemble est conservé à l'obscurité a 4°C pendant 48 heures.

• **Dosage**

Les concentrations de chlorophylle a et b sont effectués à l'aide d'un spectrophotomètre a des densités optiques respective de 662et 644 nm, l'appareil est étalonné avec la solution témoin à base d'acétone a 95%, les concentrations de la chlorophylle a et b et les chlorophylles totales sont calculé par :

$$\text{Chl a} = 9,784 \times \text{Do (662)} - 0,99 \times \text{Do (644)}$$

$$\text{Chl b} = 21,42 \times \text{Do (644)} - 4,65 \times \text{Do (662)}$$

$$\text{Chlorophylle totale} = \text{Chl a} + \text{chl b}$$

$$C(x + c) = \frac{1000 \text{ Do}(470) 1,90 \text{ Chla } 63,14 \text{ Chlb}}{214}$$

Do : densité optique.

X= xanthophylle c=caroténoïdes

Do : densité optique **x** = xanthophylles **c** = caroténoïdes.

La détermination de la teneur en chlorophylle **a** ; **b** et de

La chlorophylle totale **t** est réalisée selon les formules d'ARNON (1949):

$$\text{CH a (mg/l)} = 12,7 \text{ DO (663)} - 2,59 \text{ DO (645)}.$$

$$\text{CH b (mg/l)} = 22,9 \text{ DO (645)} - 4,68 \text{ DO (663)}.$$

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

CH **a** : concentration en chlorophylle **a**.

Les photos suivantes montrent les étapes avant et après l'extraction de la chlorophylle et la lecture.



Fig.57. Dosage de la chlorophylle a, b, totale et des caroténoïdes à l'aide d'un spectrophotomètre à UV

IV.3.4.2. Sucres solubles dans les feuilles et les racines du pois chiche

Les échantillons sont repesés à l'état sec, mis dans des flacons fermés à l'aide d'un bouchon plasma, et placés au congélateur pour une utilisation ultérieure.

Les sucres solubles totaux sont analysés par la méthode au phénol de DUBOIS et *al* (1956).

- **Extraction** 100 mg de matière végétale fraîche, soit des racines, des tiges ou des feuilles sont placées dans des tubes à essai, on ajoute 3 ml d'éthanol à 80 % pour l'extraction des sucres. On laisse à température ambiante pendant 48 h.



Fig.58. Extraction des sucres solubles des feuilles et des racines des sept géotypes à l'aide de l'éthanol.

- **Dosage**

Au moment de dosage les tubes sont placés dans une étuve à 80 % pour faire évaporer l'alcool, dans chaque tube on ajoute 20 ml d'eau distillée c'est la solution à analyser ; Dans des tubes à essai propre, on induit 1 ml de la solution à doser auquel on ajoute 1 ml de solution de phénol à 5 %.

Les tubes sont soigneusement agités.

On ajoute alors 5 ml d'acide sulfurique concentré à l'aide d'une burette dont le jet tombe brutalement sur la surface du liquide, la température atteint, alors environ 110°C.

Après agitation rapide les tubes sont maintenus pendant 45 minutes à 5°C,

Après un séjour de 30mn à l'obscurité, les mesures d'absorbance sont effectuées à une longueur d'onde de 485 nm.

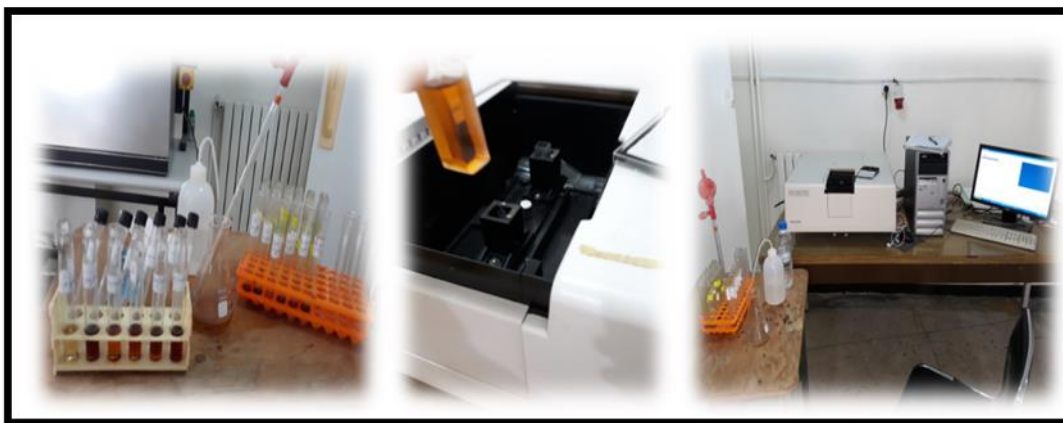


Fig. 59. Le dosage des sucres solubles à l'aide du spectrophotomètres.

Enfin des résultats des densités optiques sont rapportés sur une courbe étalon des sucres solubles préparés avec des concentrations croissantes de glucose allant de 10 à 100 $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$

IV.3.4.3. Extraction et dosage de la proline

Le principe de cette méthode consiste à la quantification de la proline à partir de sa réaction avec la ninhydrine. La proline se couple avec la ninhydrine en formant un complexe coloré, l'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de proline dans l'échantillon.

Protocole expérimental

100 mg de matériel végétal (racines ou des feuilles) sont broyés et macérés dans 2 ml de méthanol (40 %) puis chauffés au bain-marie à 85 °C pendant 60 min. Les tubes sont ensuite recouverts de papier aluminium et conservé jusqu'au moment du dosage. La proline est dosée selon la technique utilisée par Troll et Lindesely,(1955) simplifiée et mise au point par Dreier et Göring, (1974) et modifiée par Monneveux et Nemmar, (1986). Après refroidissement, 1 ml de la solution a été prélevé de chaque tube et mis dans de nouveaux tubes auquel nous avons ajouté 1 ml d'acide acétique et 25 mg de ninhydrine. Ensuite, on ajoute dans chaque tube 1 ml d'un mélange contenant ;

120 ml d'eau distillée,
300 ml d'acide acétique,
80 ml d'acide orthophosphorique

On porte les tubes à essai à ébullition au bain-marie durant 30 minutes. Après refroidissement des solutions on ajoute 5 ml de toluène dans chaque tube. Après agitation au vortex deux phases apparaissent. On prélève la phase supérieure à laquelle on ajoute 5 mg du sulfate de sodium, puis on les laisse au repos pendant 48 heures (Figure. 21).

On procède à la lecture de la densité optique des échantillons avec le spectrophotomètre à la longueur d'onde de 528 nm.

IV.3.5. Caractères phytochimiques

IV.3.5.1. Dosage des composés phénoliques :

L'estimation de la teneur en composé phénolique de nos extraits hydroalcoolique a été réalisée par des techniques spectrophotométriques.

L'extraction :

IV.3.5.1.1. Dosage des phénols totaux :

- **Mise en œuvre**

Un volume de 200 μ l des extraits a été introduit dans des tubes à essai, le mélange de 1000 μ l du réactif de Folin-Ciocalteu dilué 10 fois et 800 μ l de carbonate de sodium (75g/l) a été additionné. Les tubes ont été agités et conservés durant 30 minutes à la température ambiante.



(a)



(b)

Fig.60. Dosage des polyphénols totaux des feuilles et des racines du pois chiche (a), lecture des densités optiques à l'aide du spectrophotomètre à UV (b).

L'absorbance a été mesurée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre contre un blanc qui ne contient pas l'extrait.

Une courbe d'étalonnage a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique (0- 200µg/ml) comme contrôle positif.

Les résultats sont exprimés en milligramme (mg) équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait. (mg eq AG/g)

Les résultats sont exprimés en mg équivalent acide gallique/g d'extrait (mg EAG/g) en se référant à la courbe d'étalonnage de l'acide gallique. L'absorbance a été mesurée pour déterminer les teneurs en polyphénols totaux en utilisant **l'Équation (1)** : $C = \frac{C_1 \times V}{m}$

(1) C étant la teneur en polyphénols totaux exprimée en mg équivalent acide gallique/g d'extrait, C1 la concentration d'acide gallique établie à partir de la courbe d'étalonnage en mg/L, V le volume d'extrait en L et m le poids de l'extrait de plante en g.

IV.3.5.1.2. Dosage des flavonoïdes totaux :

- **Mise en œuvre :**

500 µl des extraits ont été mélangés avec 1500 µl d'eau distillée, suivis de 150 µl de nitrite de sodium à 5%. Après 5 min, 150 µl de trichlorure d'aluminium à 10% a été rajouté au mélange.

Après 6 min d'incubation à la température ambiante, 500 µl d'hydroxyde de sodium à 4% ont été additionnés. Immédiatement, le mélange a été complètement agité afin d'homogénéiser le contenu. L'absorbance de la solution de couleur rosâtre a été déterminée à 510 nm contre un blanc. (Zhishen et al., 1999).

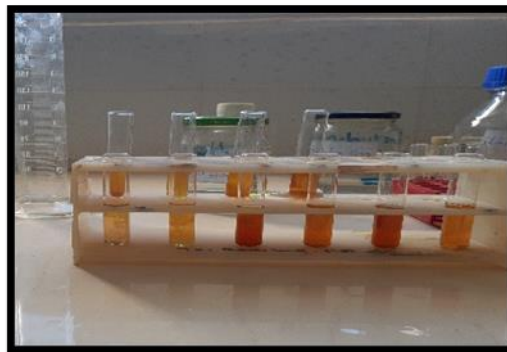


Fig.61. Dosage des flavonoïdes totaux.

Une courbe d'étalonnage a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant de la catéchine (0- 200µg/ml) comme contrôle positif.

La teneur en flavonoïdes totaux des extraits de plante étudiée est exprimée en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme d'extrait (mg eq C/g).

IV.3.5.1.3. Dosage des tanins condensés

❖ Mise en œuvre :

Un volume de 50 μ l des extraits bruts a été ajouté à 1500 μ l de la solution vanilline/méthanol (4%, m/v) puis mélangé à l'aide d'un vortex. Ensuite, 750 μ l d'acide chlorhydrique concentré (HCl) ont été additionnés.

Le mélange obtenu est laissé réagir à la température ambiante pendant 20 min. L'absorbance a été mesurée à 550 nm contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre (Price *et al.*, 1978).

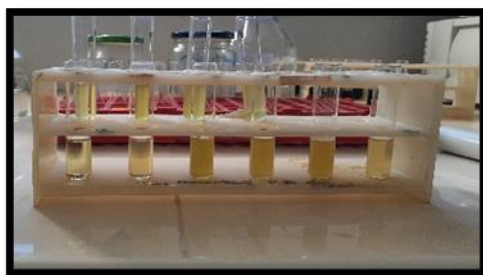


Fig.62. Dosage des tanins condensés.

Une courbe d'étalonnage a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant de la catéchine (0- 200 μ g/ml) comme contrôle positif.

Les résultats de la plante étudiée sont exprimés en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme d'extrait. (mg eq C/g).

IV.3.5.2. Détermination de l'activité antioxydante des composés phénoliques extraits des feuilles des sept géotypes de pois chiche

Cette méthode se fonde sur la mesure de l'absorbance à 517 nm quand un radical libre stable DPPH réagit avec un antioxydant. Le DPPH, radical libre de couleur violette est réduit en un composé de couleur jaune (le diphényl-picrylhydrazine) en présence de composés anti-radicalaires. L'intensité de la coloration est inversement proportionnelle à l'activité anti-radicalaire des extraits dont on souhaite déterminer l'activité.

La méthode utilisée pour la détermination de l'activité anti oxydante est basée sur la mesure de la capacité des antioxydants à piéger par Le radical 2,2-diphényl-1-picryl-hydrazyl (DPPH). C'est la méthode adéquate pour les composés phénoliques.

L'effet de chaque extrait sur le DPPH est mesuré par la procédure décrite par Benhamou, et *al.* (2009). La décoloration de la solution ou la migration de la couleur violette vers la couleur jaune est proportionnelle à la concentration et au potentiel réducteur des échantillons.

L'ajout des échantillons au même volume et à la même concentration va permettre donc une évaluation uniquement du potentiel réducteur.

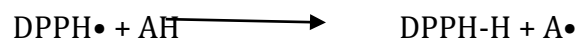
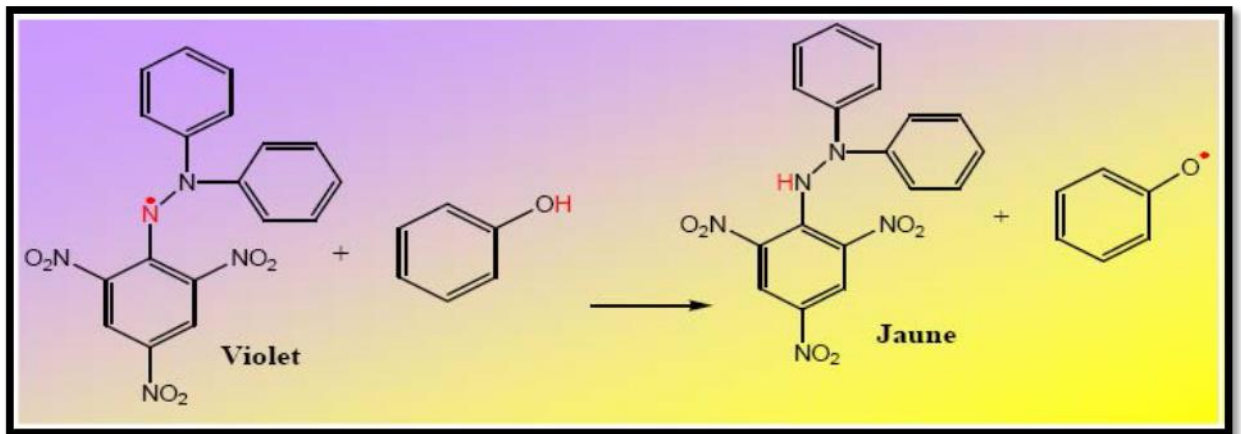


Fig.63. Réaction entre un antioxydant et un radical libre (DPPH). (Triki Tebra et *al.*, 2016)

La réaction du piégeage est schématisée dans la figure suivante.



Fig.64. Structure du DPPH avec sa forme libre et réduite (Dangles et *al.*, 2000).

❖ **Mode opératoire**

Un volume de 50 µl de différentes concentrations de chaque extrait est ajouté à 1,950 ml de la solution méthanolique du DPPH (2,5 mg de DPPH dans 100 ml de méthanol.) fraîchement préparée.

En ce qui concerne le contrôle négatif, ce dernier est préparé en parallèle en mélangeant 50 µl du méthanol avec 1,950 ml d'une solution méthanolique de DPPH à la même concentration utilisée (Figure.75).

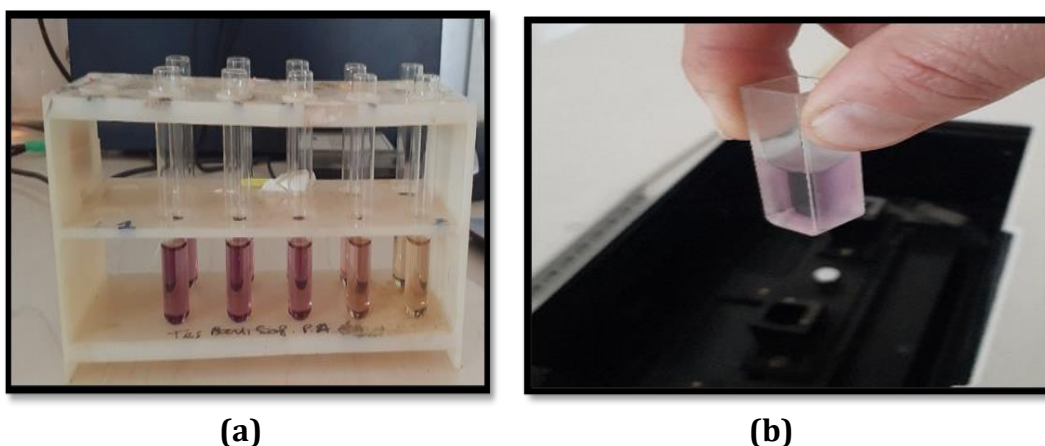


Fig.65. Apparition de la couleur jaune après l'ajout du DPPH aux extraits méthanoliques. (a) et lecture des absorbances à l'aide du spectrophotomètre à UV (b).

Après incubation à l'obscurité pendant 30 minutes et à la température ambiante, la lecture des absorbances est effectuée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre à UV.

❖ **Expression des résultats**

Calcul des pourcentages d'inhibitions

Nous calculons ainsi les pourcentages d'inhibition par la formule suivante :

Pourcentage d'inhibition de DPPH (%) = $[(Ac - Ae)/Ac] \times 100$ Avec :

- Ac : Absorbance du contrôle (500 µl de méthanol 90% et 500 µl de DPPH)
- Ae : Absorbance de l'échantillon

Calcul des IC50

IC50 ou concentration inhibitrice de 50 % (aussi appelée EC50 pour Efficient concentration (50) est la concentration de l'échantillon testé nécessaire pour réduire 50 % de radical DPPH.

Les IC50 sont calculées graphiquement par les régressions linéaires des graphes tracés, les pourcentages d'inhibition en fonction de différentes concentrations des fractions testées.

IV.3.3. Sur les propriétés physiques du sol

IV.3.3.1. Conductivité électrique du sol

Le niveau de salinité d'un sol est caractérisé par la conductivité électrique (CE) d'un extrait de pate saturé. La mesure de la CE est réalisée à l'aide d'un conductivimètre.

La conductivité électrique correspond au mouvement de particules chargées à travers un matériau sous l'action d'un champ électrique. La conductance du liquide créant le contact entre les deux cellules est directement proportionnelle à la quantité des sels en solution et définit la CE de la solution ($1\text{mmhos.cm}^{-1} = 1\text{ds.m}^{-1}$) (KARLA et MAYNARD, 1992 ; BRADY et WEIL, 2002 ; ESSINGTON, 2004).

Faire sécher l'échantillon de terre à l'air libre

Tamiser à travers un tamis d'un diamètre inférieur à 2mm

On utilisera un rapport 1/5 : dans un bécher 10gr de terre tamisée sera diluée dans 50ml d'eau distillée

Réchauffer la solution sur plaque chauffante plus agitation avec un barreau magnétique pour obtenir un liquide plus homogène.

Filtrer la solution à travers un papier filtre.

Passer à la lecture sur conductivimètre.

IV.4. Traitement statistique

Tous les essais ont été répétés trois fois. Les résultats, présentés sous forme d'histogrammes rejoignent le plus souvent les valeurs moyennes encadrées par leur écart-types ; ces derniers ont été réalisés par le logiciel Excel version 2019.

L'analyse statistique a été réalisée (pour $P < 0,05$) à l'aide du logiciel IBM SPSS 26, et sur la base des résultats de l'ANOVA, un test de Student Newman keuls pour la comparaison des moyennes a été effectué, pour un niveau de confiance de 95 %, afin de détecter des différences significatives entre les traitements. Dans les tableaux et sur les histogrammes, différentes lettres (a, b, c) expriment des différences significatives, la valeur la plus élevée étant représentée par la lettre 'a' minuscule pour le facteur salinité et 'A' majuscule pour le Facteur génotypes.

Chapitre V : Résultats et interprétations

V.1. Résultats de l'effet du stress salin sur la germination

V.1.1. Précocité de la germination

Le nombre des graines germées est compté après 24 heures.

Les variations de la précocité de la germination sont fortement influencées par la nature des génotypes testés et par la concentration du NaCl dans la solution d'arrosage ($p < 0.01$), l'interaction F1*F2 est-elle même aussi très hautement significative ($P = 0.000^{***}$). (Tableau.01, annexe II)

La germination après 24 heures est moyennement corrélée significativement et négativement avec le facteur salinité ($r = -0,403^{**}$) et faiblement corrélée négativement avec le facteur génotypes ($r = 0,365^{**}$). (Tableau.01, Annexe III)

Les moyennes du taux de germination après 24 heures, ainsi que les groupes homogènes des deux facteurs sont représentées dans la figure 66.

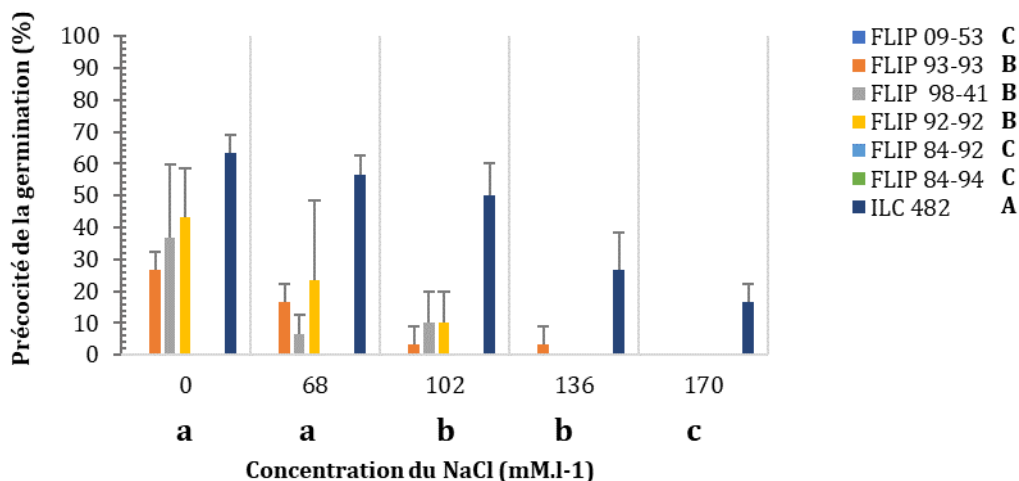


Fig.66. Effet de la salinité sur la précocité de germination.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2).

L'examen de la figure 66 a permis de constater :

- **Pour le facteur salinité**, trois groupes homogènes sont distingués, l'augmentation de NaCl dans la solution d'arrosage cause une diminution significative dans le taux des graines germées après 24 heures de la mise en germination, le taux passe significativement de 24.2857% chez le témoin (1er groupe homogène) à 2.3810%

chez le traitement 170Mm (3^{ème} groupe), le deuxième groupe est constitué par les deux traitements 102 et 136 mM.

• **Pour le facteur génotypes**, le ILC 482 est le plus précoce sous les trois traitements. Les taux sont de 63.33% pour les graines témoins, 56.66% pour 68 mM.l-1 et 16.66% pour 170 mM.l-1, la diminution est nette et elle est expliquée par l'effet de la salinité, les génotypes FLIP 92-92, FLIP 98-41, et FLIP 93-93 appartiennent au même groupe homogène, et les taux sont plus faibles, pour les autres génotypes flip 09-53 flip 84-92c flip 84-94 aucune graine n'a germé après 24 heures. Cette absence de germination enregistrée pour ces génotypes après 24 h montre qu'il y a une différence dans le pouvoir germination

V.1.2. Taux quotidien de germination

V.1.2.1. Après 48 heures

L'analyse statistique de ce paramètre (Tableau.02, annexe II) montre que les résultats pour les deux facteurs et leur interaction sont très hautement significatifs (P=0.000 ***).

La germination après 48 heures est faiblement corrélée négativement avec le facteur salinité (r=-0,371**) et fortement corrélée avec le facteur génotypes (r=0,306**). (Tableau.01, Annexe III)

Le nombre des graines germées après 48 heures est représenté dans la figure 67.

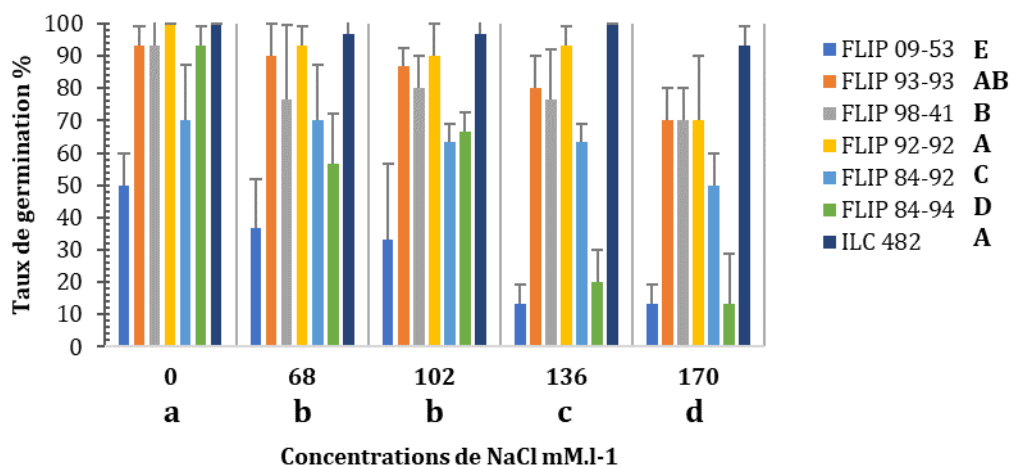


Fig.67. Effet de la salinité sur le taux de germination du pois chiche (après 48 heures).

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

D'après la figure 67, après 48 heures,

• **Pour le facteur salinité**, quatre groupes homogènes sont distingués, le taux le plus élevé est enregistré en absence du NaCl, la différence entre les deux traitements 68mM et 102 mM est non significative, le taux le plus faible chez le traitement 170mM.

• **Pour le facteur génotypes**, six groupes homogènes sont distingués le premier est représenté par les deux génotypes ILC482 et FLIP92-92 avec des moyennes de 97,33 ; 89,33%, le taux le plus faible est enregistré chez Flip09-53 (29,33%).

Les taux pour le témoin sont situés entre 50% pour le génotype flip 09-53 qui présente le taux le plus faible et 100% pour les génotypes flip92-92 et ILC 482 qui a atteint son taux final. Pour les génotypes flip 93-93, flip 98-41, et flip 84-94 les taux sont 93.33% et 70% des grains ont germé après 48 heures chez le génotype flip 84-92.

Sous le traitement à 68 mM.l-1 une diminution dans le taux. Le plus faible est toujours enregistrée chez le génotype flip 09-53 (36.66%), et le taux le plus élevé chez le génotype ILC482 (96.66%).

Sous la concentration 170 mM.l-1, le taux pour l'ensemble des génotypes est situé entre 13.33% (flip 84-94et flip 09-53) et 93.33% chez ILC 482.

V.1.2.2. Après 72 heures

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, F2 ($P=0.000^{***}$) et significatifs pour l'interaction ($P=0.013^*$). (Tableau.03, annexe II)

La germination après 72 heures est faiblement corrélée négativement avec le facteur salinité ($r= -0,310^{**}$) et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,239^{**}$). (Tableau.01, Annexe III)

La figure 68 montre une évolution dans le taux de germination.

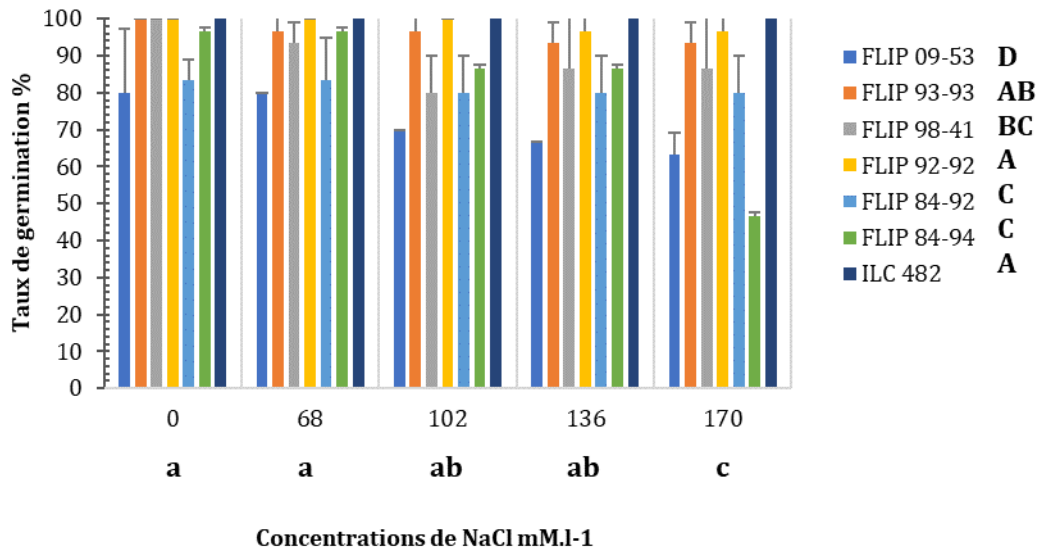


Fig.68. Effet de la salinité sur le taux de germination du pois chiche après 72 heures.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2).

- **Pour le facteur salinité**, trois groupes différents sont distingués, le premier est constitué par les deux traitements 0mM et 68mM où la différence est non significative (94,2857, 92,8571%), la même chose pour 102mM et 136mM qui appartiennent au deuxième groupe, le troisième groupe est constitué par le traitement 170mM avec une moyenne de 80,9524 des sept génotypes de pois chiche.

- **Pour le facteur génotypes**, cinq groupes différents toujours le génotype ILC482 présente le taux de germination le plus élevé et c'est le seul qui a atteint son taux final (100% des graines ont germé) sous les trois traitements appliqués, suivi par le génotype Flip92-92. Pour FLIP 09-53, FLIP 84-92 et FLIP 84-94, les taux de germination après 72 heures se trouvent dans un intervalle de 46.66% et 96.66 % en absence de NaCl, et en présence de 68 mM.l-1 et 170 mM.l-1 de NaCl.

V.1.2.3. Après 96 heures

L'analyse des résultats obtenus (Tableau.04, annexe II), indique que les différences entre les traitements salins et entre les génotypes tel que leur interaction sont très hautement significatives ($P=0.000^{***}$).

La germination après 96 heures est faiblement corrélée négativement avec le facteur salinité ($r=-0,338^{**}$) et fortement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,246^{**}$). (Tableau.01, Annexe III)

La figure ci-dessous représente le taux des graines germées après 96 heures de la mise en germination dont on peut constater :

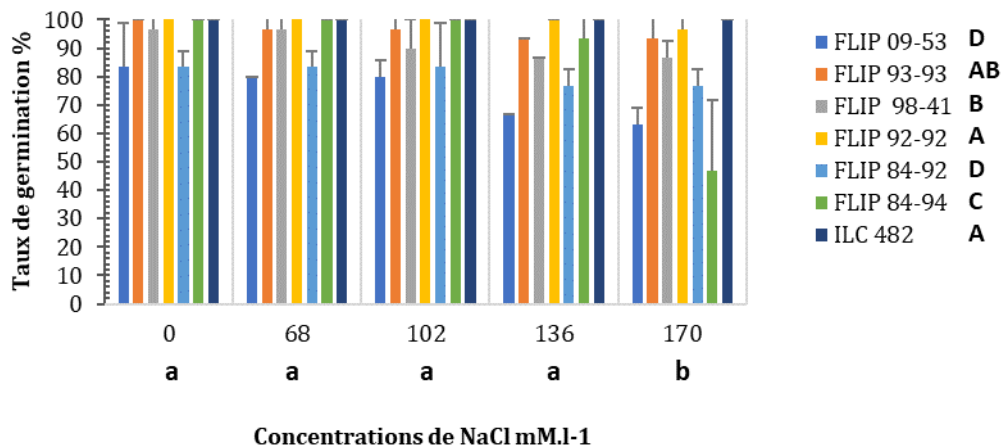


Fig. 69. Effet de la salinité sur le taux de germination du pois chiche après 96 heures.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, les traitements salins se regroupent en deux groupes, le premier est constitué par le témoin, 68, 102, et 136 mM.l-1 (les taux sont respectivement 94,76 ; 93,80 ; 92,85 ; et 88,09 %) où la différence est non significative, le traitement 170mM appartient au deuxième groupe avec une moyenne des sept génotypes de 80,47%

• **Pour le facteur génotypes**, l'analyse statistique révèle cinq groupes différents ; les deux génotypes ILC482, FLIP92-92 appartiennent au premier groupe et présentent les taux les plus élevés (100 et 99,33% respectivement). Seule le génotype ILC482 a atteint son taux final sous les cinq traitements salins, suivi par les génotypes FLIP93-93, FLIP98-41, FLIP84-94, qui appartiennent aux trois groupes différents avec des moyennes de 96,0000 ; 91,33 ; 88%), le dernier groupe est constitué par les deux génotypes FLIP84-92, FLIP09-53 (80,66 ; 74,66%).

V.1.2.4. Après 120 heures

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1, F2 ($P=0.000^{***}$), et non significatifs pour l'interaction F1*F2 ($P=0.235NS$). (Tableau.05, annexe II).

La germination après 120 heures est faiblement corrélée négativement avec le facteur salinité ($r=-0,343^{**}$) et corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,119$). (Tableau.01, Annexe III)

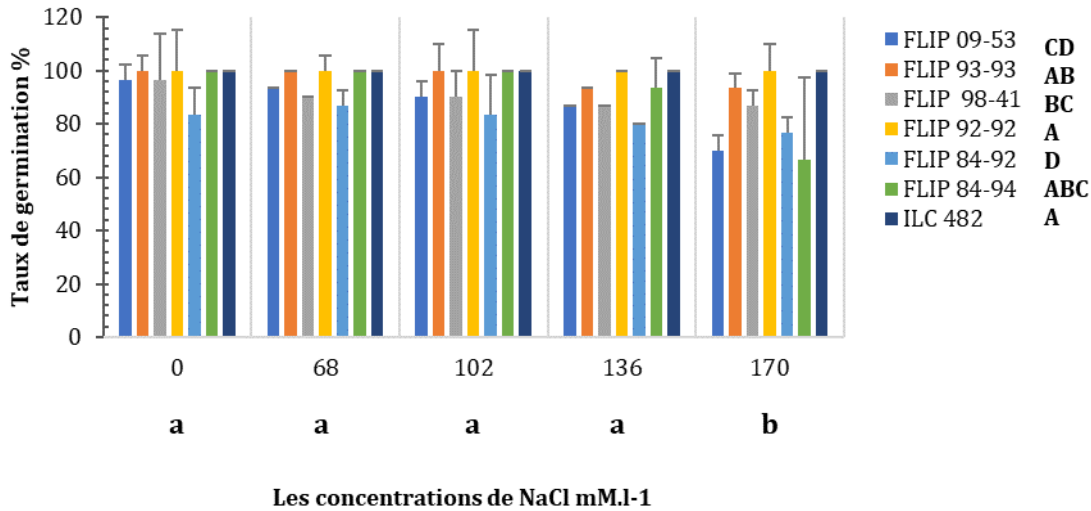


Fig.70. Effet de la salinité sur le taux de germination du pois chiche après 120 heures.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, deux groupes homogènes ont été distingués d'après l'analyse statistique. La différence entre les traitements 0 ; 68 ; 102 ; 136mM.l⁻¹ est non significative et les moyennes des sept génotypes sont 96,66 ; 95,71 ; 94,76 ; 91,42% respectivement, et le taux le plus faible (84,7619%) est représenté par le traitement 170mM.l⁻¹ qui appartient au deuxième groupe homogène.

- **Pour le facteur génotypes**, six groupes homogènes ont été distingués.

La différence est non significative entre les deux génotypes ILC482, FLIP92-92 (100% des graines ont germé sous les cinq traitements salins), ces deux génotypes constituent le premier groupe homogène, les autres génotypes chacun appartient à un groupe différent et le dernier groupe est représenté par FLIP84-92 qui possède le taux le plus faible sous les cinq traitements salins (82,00%).

V.1.2.5. Après six jours (le taux final de germination)

L'analyse statistique du taux final révèle que l'effet salinité ainsi que l'effet génotypes de pois chiche sont très hautement significatifs ($P=0.000^{***}$), alors que leur interaction F1*F2 est non significative ($P=0.193NS$). (Tableau.06, annexe II)

La germination après 6 jours est faiblement corrélée négativement avec le facteur salinité ($r=-0,368^{**}$) et corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,107$). (Tableau.01, Annexe III).

Le taux final est enregistré après la stabilité du nombre des graines germées et les résultats sont représentés dans la figure 71.

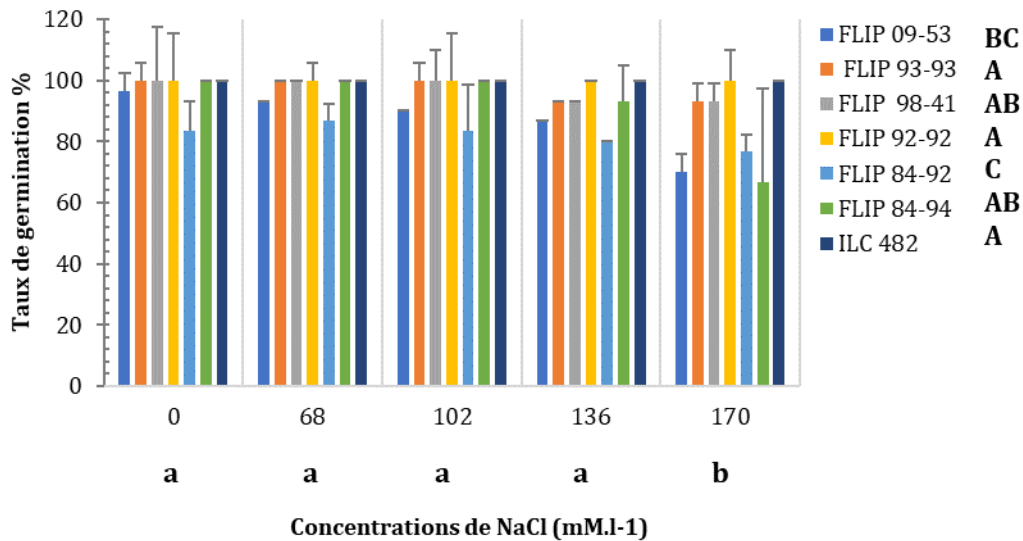


Fig.71. Effet de la salinité sur le taux final de la germination (après six jours).

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

Après six jours, le bilan de la germination est représenté comme suit :

- **Pour le facteur salinité**, l'augmentation de la concentration du NaCl dans la solution d'arrosage jusqu'à 136 Mm.l-1 n'a pas un effet significatif sur le taux final de la germination, donc le témoin, 68,102, et 136 mM.l-1, appartiennent au premier groupe homogène, et les moyennes des sept génotypes sous ces traitements sont 97,14 ;96,66 ;94,76 ;91,42% respectivement. Le deuxième groupe avec le taux le plus faible chez le traitement 170mM.l-1 qui a causé une diminution significative du taux final de germination avec une moyenne des sept génotypes de 84,76%.

- **Pour le facteur génotypes**, Les génotypes se répartissent en quatre groupes différents, la différence entre les génotypes ILC482, FLIP92-92, FLIP93-93, est non significative, le taux des génotypes ILC482, et FLIP92-92, reste le même sous les cinq concentrations et 100% des graines ont germé, ce qui peut être expliqué par le fait que

la salinité n'a aucun effet sur le taux final de ces génotypes, pour le génotype FLIP 93-93, les valeurs sont entre 93.33 et 100 %.

Les génotypes FLIP 98-41 FLIP 84-94, FLIP 93-93 et FLIP 84-92 ont enregistré le taux le plus faible, les valeurs sont 66,66 ; 70 ;76,66 et 93,33% respectivement, ces génotypes ont un faible pouvoir germinatif sous la concentration 170 mM.l-1 de NaCl.

V.1.3. Cinétique de la germination

La figure 72 montre que la durée de germination est différente d'un génotype à l'autre. Des différences sont observées au sein du même génotype sous les différents niveaux de salinité.

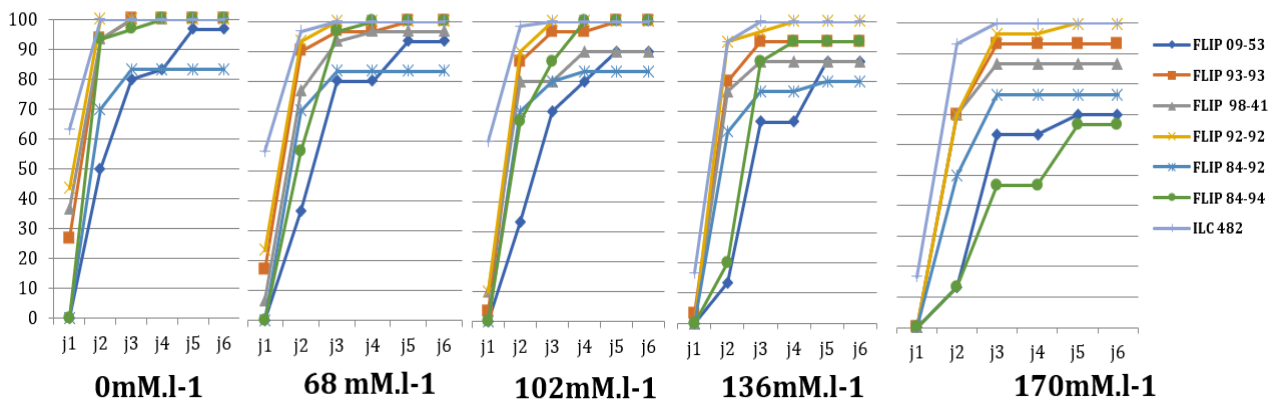


Fig.72. Effet de la salinité sur la cinétique de la germination des sept génotypes du pois chiche.

Les courbes de germination permettent de distinguer 3 phases.

- une phase de latence, nécessaire à l'apparition des premières germinations, au cours de laquelle le taux de germination reste faible. La durée de cette phase est variable selon la concentration de NaCl. Elle est courte, de l'ordre de 24 heures, chez les plantes témoins et celles cultivées à une concentration de 68 mM.l-1 de NaCl. Mais, elle devient plus au moins longue, surtout chez les plantes soumises au traitement 170mM.l-1 de NaCl pour lesquelles cette phase peut aller jusqu'à 36 heures.

Pour le premier jour après la mise en germination seule les génotypes ILC 482, FLIP92-92C, FLIP98-41 et FLIP93-93 ont germé.

Le génotype ILC 482 présente la même durée de cette phase pour les cinq traitements, on déduit que la salinité n'a aucun effet sur la cinétique de germination de ce génotype. On peut constater que sous la concentration 170 mM.l-1, la phase latence est plus longue.

V.1.4. Coefficient de vélocité ET Temps moyen de germination TMG

Les figures ci-dessous présentent les coefficients de vélocité et les temps moyens de germination des sept génotypes de pois chiche.

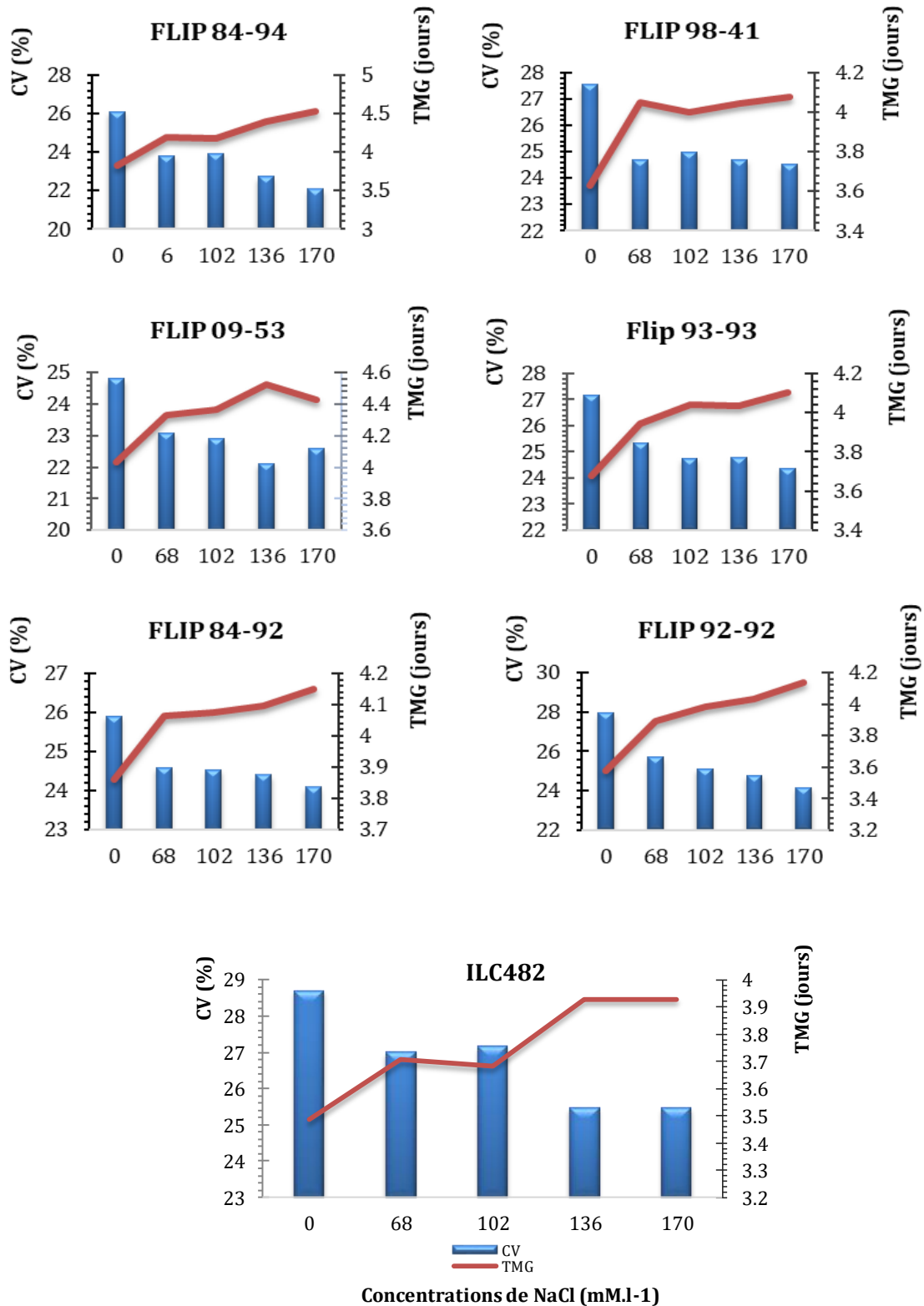


Fig.73. Le coefficient de vélocité (CV) et le temps moyen de la germination (TMG) des sept génotypes de pois chiche.

V.1.4.1. Coefficient de vélocité

L'analyse statistique de ce paramètre révèle que l'effet salinité et l'effet des génotypes sont très hautement significatifs ($P=0.000^{***}$), et l'effet de leur interaction $F1 \times F2$ est significatif ($P=0.045^*$). (Tableau.07, Annexe II)

Le coefficient de vélocité est fortement corrélé négativement avec les concentrations de Na Cl ($r= -0,406^{**}$), et faiblement corrélé négativement avec le facteur génotypes ($r= -0,009$). (Tableau.02, Annexe III)

Le coefficient de vélocité de l'ensemble des génotypes sous les cinq traitements salins est représenté dans les histogrammes ci-dessous.

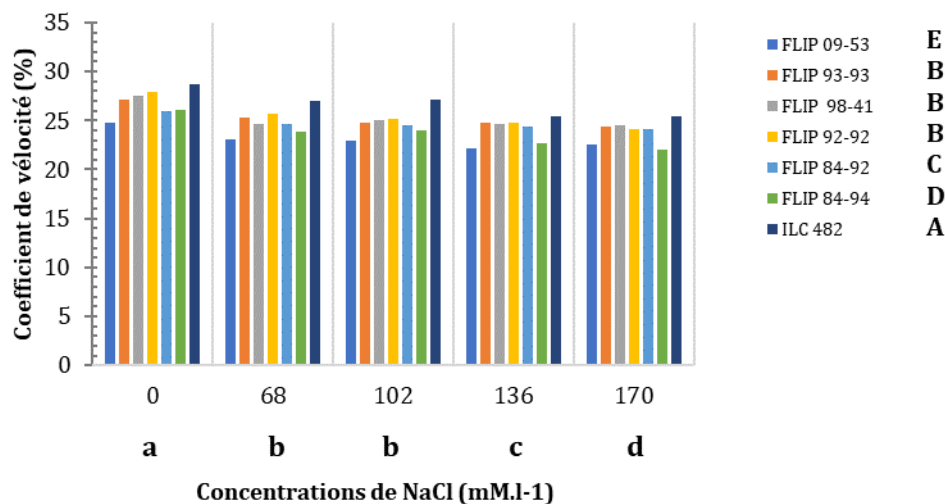


Fig.74. Coefficient de vélocité pour l'ensemble des génotypes de pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2).

• **Pour le facteur salinité**, la diminution avec l'accroissement de la concentration en NaCl des solutions d'arrosage est très hautement significative.

Les graines germées en absence de sel possèdent le coefficient de vélocité le plus élevé (25,5369%), suivi par les deux traitements 68 et 102 mM.l-1 qui appartiennent au deuxième groupe homogène (24,8755 ; 24,6869% respectivement) et les traitements 136 et 170 mM.l-1 constituent le troisième et le quatrième groupe avec des coefficients de 24,2446 ; 23,8698%.

• **Pour le facteur génotypes**, ils se distinguent en cinq groupes homogènes ; le ILC482 présente le premier groupe avec le coefficient de vélocité le plus élevé (26,4973%), le deuxième groupe est constitué par les trois génotypes FLIP92-92 ; FLIP98-41 ; et FLIP93-93(25,2718 ; 25,0744 ; 25,005 %), les trois génotypes FLIP84-92 ;

FLIP84-94 ; FLIP09-53 constituent les trois derniers groupes (24,3981 ;23,4261 ;22,8258%).

V.1.4.2. Temps moyen de la germination

Le temps moyen de germination (TMG) correspond à la germination de 50 % du lot de graines (Figure 75).

Le temps moyen de la germination les résultats sont très hautement significatifs pour F1, F2 ($P=0.000^{***}$), et significatifs pour leur interaction $F1 \times F2$ ($P=0.023^*$). (Tableau.08, annexe II)

Le temps moyen de la germination est moyennement corrélé avec la salinité ($r=0,400^{**}$), et faiblement négativement avec les génotypes. ($r= -0.368^{**}$). (Tableau.02, Annexe III)

Les temps moyens des sept génotypes sous les cinq traitements salins sont représentés dans les histogrammes ci-dessous.

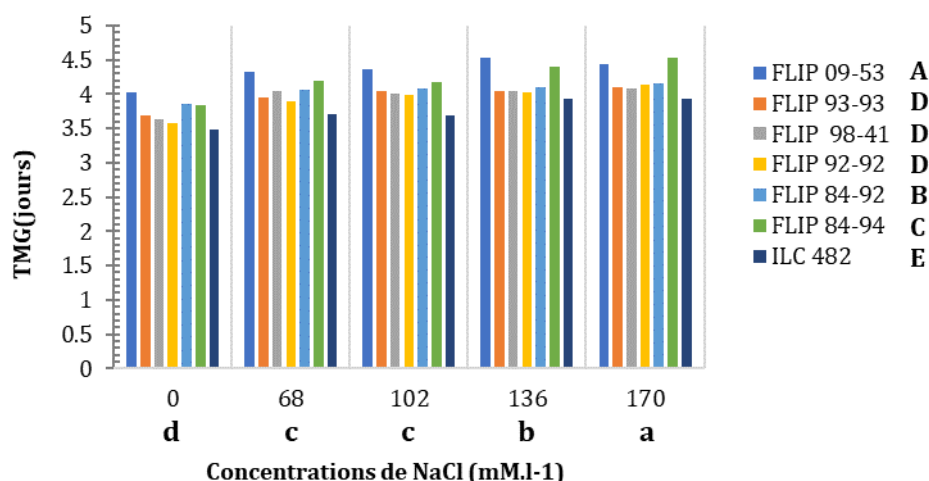


Fig.75. Temps moyen (TMG) de la germination pour l'ensemble de génotypes de pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

D'après la figure

• **Pour le facteur salinité**, quatre groupes différents sont distingué, l'augmentation du temps moyen en augmentant la concentration du NaCl est significative, donc les graines en absence de NaCl prennent moins de temps (3,9264 jours) par rapport aux graines sous les traitements 68,102,136 mM.l-1, leurs temps sont

respectivement (4,1365 ;4,0598 ;4,0310jrs), le temps le plus long est pour le traitement 170Mm.L-1 (4,2009 jours)

• **Pour le facteur génotypes**, ils se retrouvent en cinq groupes différents, le temps le plus long est pris par le génotype FLIP09-53(4,3838 jours), le génotype ILC482 appartient au dernier groupe homogène qui a pris moins de temps, la différence entre les génotypes FLIP93-93, FLIP98-41, et FLIP92-92 est non significative et les moyennes de temps sous les cinq traitements salins sont de 4,0013 ; 3,9936 ; 3,9623 jours respectivement.

V.I.5. Germination moyenne journalière (MDG)

Pour ce paramètre les résultats de F1 et F2 sont très hautement significatifs (P=0.000***), mais non significatifs pour leur interaction (P=0.193NS). (Tableau.09, annexe II)

La moyenne de la germination journalière est fortement corrélée négativement avec les concentrations de Na Cl (r= -0,368**), et corrélée avec le facteur génotypes (r=0, 107). (Tableau.02, Annexe III)

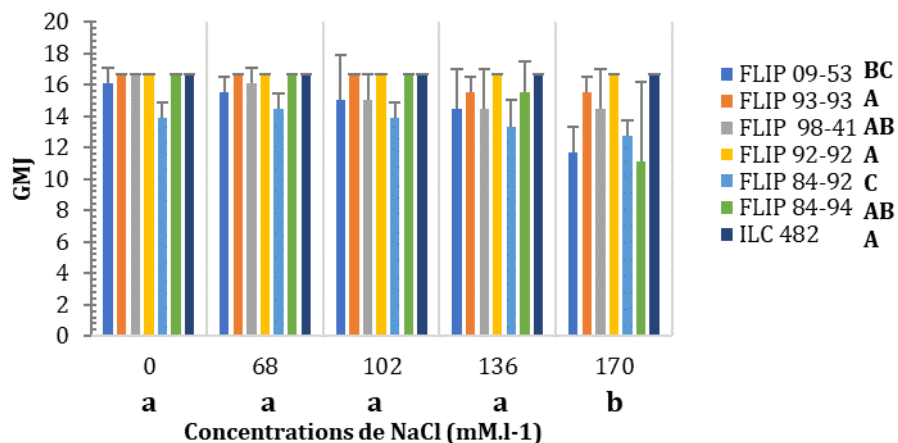


Fig.76. Effet du stress salin sur la germination moyenne journalière des sept génotypes du pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, les concentrations de NaCl sont divisées en deux groupes, la diminution dans la MDG est non significative entre le témoin, 68,102 et 136 mM.l-1 qui constituent le premier groupe homogène et les moyennes de ces traitements sont de 16,19 ; 16,11 ;15,79 ;15,23% respectivement, le traitement 170 mM.l⁻¹ a causé

une diminution significative, et il appartient au deuxième groupe avec une moyenne de 14,12%.

• **Pour le facteur génotypes**, quatre groupes sont révélés par l'analyse statistique, la différence entre les génotypes ILC482, FLIP92-92, FLIP93-93 est non significative 16,66 ; 16,66 ; 16,22%, la même chose pour les deux génotypes FLIP98-41, FLIP84-94 (16,22 ; 15,33%), les deux autres groupes sont formés par FLIP09-53 et FLIP84-92 (14,55 ; 13,66%).

V.I.6. Longueur de la radicule et de la tigelle

V.1.6.1. Longueur de la radicule

Pour mieux étudier le comportement germinatif des sept génotypes vis-à-vis du stress salin, la longueur de la radicule a été mesurée le dernier jour de l'expérimentation.

Les résultats de l'analyse statistique du paramètre longueur de la radicule des sept génotypes sous les cinq traitements sont très hautement significatifs ($P=0.000^{***}$). (Tableau.10, annexe II)

La longueur de la radicule est fortement corrélée négativement avec les concentrations de Na Cl ($r=-0,662^{**}$), et moyennement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,252^{**}$). (Tableau.02, Annexe III)

Les moyennes des longueurs des radicules de l'ensemble des génotypes sous les cinq traitements salins sont représentées dans la figure 77.

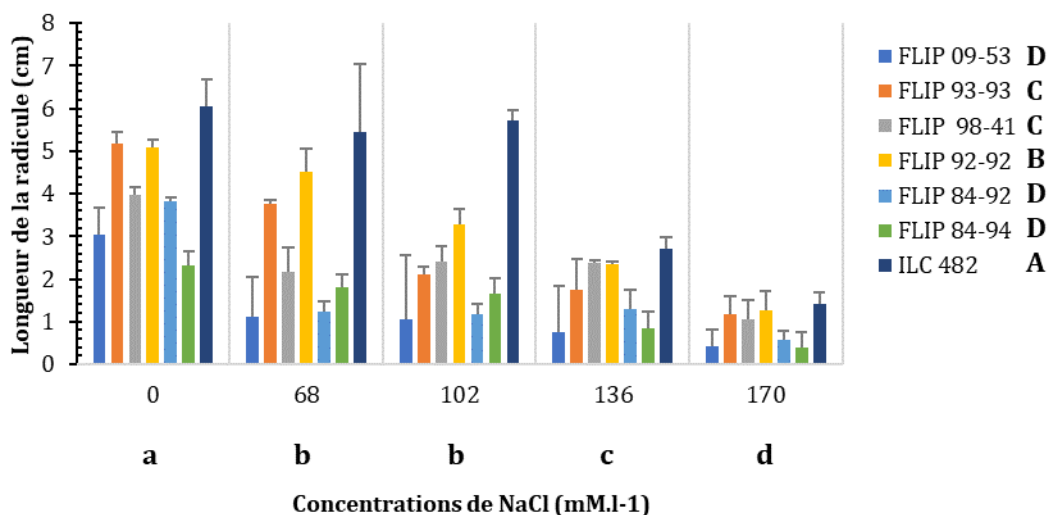


Fig.77. Effet du stress salin sur la longueur de la radicule.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

D'après la figure 77, l'effet de la salinité sur la longueur de la radicule est nettement observé.

• **Pour le facteur salinité**, Les résultats obtenus montrent qu'il y a une diminution de la longueur des radicules au niveau des traitements comparée au témoin. La radicule des graines témoins est la plus longue (4,30 cm), les deux traitements 68 et 102 mM.l-1 constituent le deuxième groupe homogène les longueurs sont de 2,83 ; 2,53 cm, le troisième et le quatrième groupe sont représentés par les traitements 1360 et 170 mM.l-1 avec des moyennes de longueur de 1,7929 et 0,9024 cm respectivement. Donc la longueur de la radicule passe significativement de 4,30 chez les plantules témoins à 0,9024 cm.

• **Pour le facteur génotypes**, ils se regroupent en quatre groupes différents ; le ILC482 son taux final de la germination n'est pas affecté par la salinité, mais pour le paramètre longueur de la radicule, il y a une réduction significative significativement elle passe de 6,033 en absence de salinité à 1.416 cm chez les graines arrosées par 170 mM.l-1 de NaCl, la même diminution est enregistrée pour l'ensemble des génotypes, La salinité a affecté significativement les longueurs des radicules, ce génotype appartient au premier groupe, le FLIP92-92 avec une moyenne de 3.298 cm sous les cinq traitements salins forme le deuxième groupe, les deux génotypes 92, FLIP93-93, FLIP98-41 appartiennent au troisième groupe et les moyennes des longueurs de leurs radicules sont 2,7940 et 2,3993 respectivement, Les trois autres génotypes FLIP84-94, FLIP84-92C ; et FLIP09-53C appartiennent au dernier groupe homogène avec des moyennes de 1,6647 ; 1,6160 et 1,2760 cm respectivement.

V.1.6.2. Longueur de la tigelle

Les résultats pour F1, F2 ainsi que pour l'interaction F1*F2 sont très hautement significatifs ($P=0.000^{***}$). (Tableau.11, annexe II)

La longueur de la tigelle est fortement corrélée négativement avec les concentrations de Na Cl ($r=-0,705^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,106$). (Tableau.02, Annexe III)

Les moyennes de la longueur des tigelles des sept génotypes du pois chiche sous les cinq traitements salins sont représentées dans les histogrammes suivants.

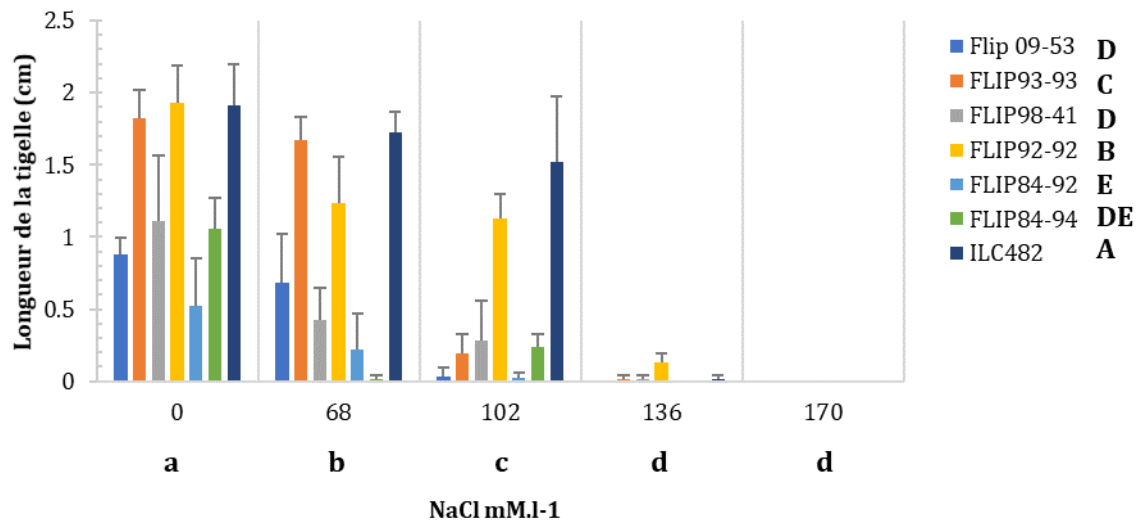


Fig.78. Effet de la salinité sur la longueur de la tigelle.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, quatre groupes différents le premier 0mM (1,319cm), le deuxième 68mM (0,85cm), le troisième 102mM (0,50cm), le quatrième 136mM (0,025cm) et 170mM (0,0000cm).

- **Pour le facteur génotypes**, Six groupes différents sont distingués et les génotypes sont classés par ordre décroissant selon la longueur de la tigelle sous les cinq traitements salins, le premier groupe est représenté par ILC482 (1,0613cm), le deuxième par FLIP92-92 (0,8853cm), le troisième par FLIP93-93 (0,7420cm), le quatrième par les deux génotypes FLIP98-41 (0,3667 cm) et FLIP09-53 (0,3200 cm), le cinquième par FLIP84-94 (0,2513 cm), et le sixième par FLIP84-92(0,1540).

V.1.7. Effet de la salinité sur la vigueur des semences

Les résultats sont très hautement significatifs pour les deux facteurs et leur interaction ($P=0.000^{***}$). (Tableau.12, Annexe II)

La vigueur des semences est fortement corrélée négativement avec les concentrations de Na Cl ($r=-0,682^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,219^*$). (Tableau.02, Annexe III)

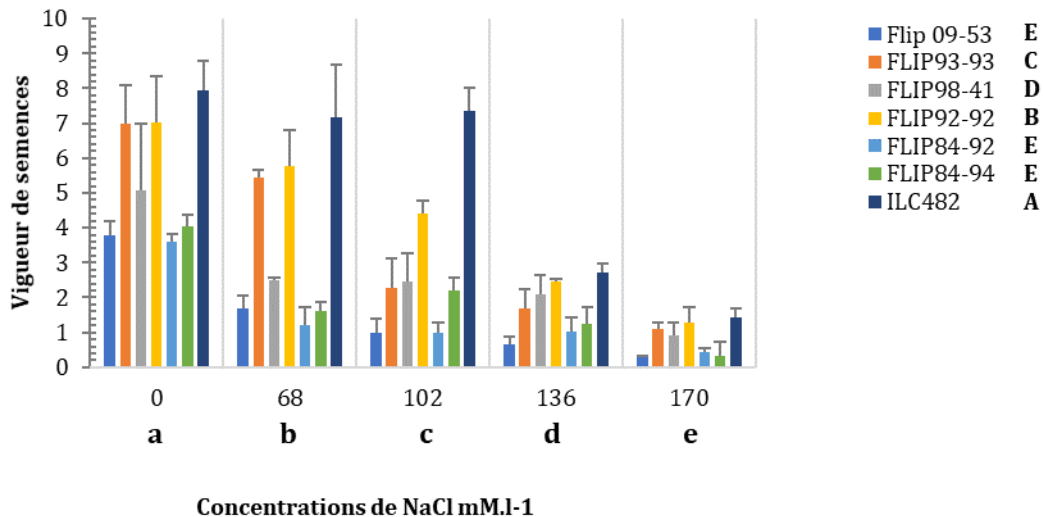


Fig.79. Effet du stress salin sur la vigueur des semences des sept génotypes de pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, la vigueur diminue avec l'augmentation de la concentration du NaCl, chaque traitement salin a son propre groupe les semences les plus vigoureuses sont celle qui ont germé en absence de salinité (5.49) suivie par 68 mM (3.62), ensuite le 102mM (2.95), le traitement 136 mM viens en quatrième position (1.69) et le dernier groupe est constitué par le traitement 170 mM (0.82).

• **Pour le facteur génotype**, ils se divisent en cinq groupes les semences de l'ILC482 étaient les plus vigoureuses (5.32) suivie par celles de FLIP 92-92 (4.18) , ensuite FLIP93-93 (3.49), le FLIP98-41 appartient au quatrième groupe (2.61) , enfin la différence entre les trois génotypes FLIP84-94 (1.89) ; FLIP09-53 (1.48) et FLIP84-92 (1.46) est non significative.

V.1.8. Imbibition des graines

V.1.8.1. Après 12 heures de la mise en germination

Les résultats sont très hautement pour les deux facteurs ($P=0.000^{***}$), et non significatifs pour leur interaction ($P=0.648$ NS). (Tableau.13, Annexe II)

L'imbibition des graines après 12 heures est faiblement corrélée négativement avec les concentrations de Na Cl ($r=-0,361^{**}$), et faiblement corrélée négativement avec le facteur génotypes ($r=-0,093$). (Tableau.02, Annexe III)

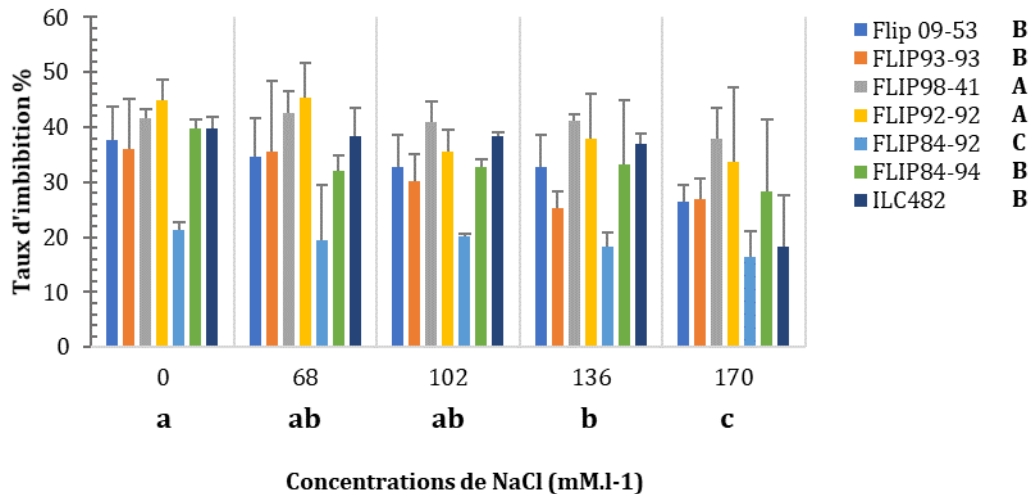


Fig.80. Effet du stress salin sur le taux d'imbibition des graines après 12 heures de la mise en germination.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, quatre groupes sont révélés l'hydratation des graines des sept génotypes est plus élevée en absence de sel (37.33%), le taux diminue significativement en appliquant les deux traitements 68 et 102 mM.l-1 pour devenir 35.38 et 32.91 % respectivement, le troisième groupe est formé par le traitement 136 mM.l-1 avec une moyenne de 32.20%, les graines soumises à 170 mM.l-1 étaient les moins hydratées (26.90%) et donc c'est le quatrième groupe.

• **Pour le facteur génotypes**, ils se répartissent en trois groupes selon leurs taux d'imbibition, les deux génotypes FLIP98-41 et FLIP92-92 forment le premier groupe (40.83 et 39.50 % respectivement), la différence est non significative entre ILC 482(34.37%) ; FLIP84-94 (33.23%), FLIP09-53 (32.84%), et FLIP93-93 (30.75%) qui constituent le deuxième groupe, le taux le plus faible est enregistrée chez le génotype FLIP84-92 (19.09%).

V.1.8.2. Après 72 heures de la mise en germination

L'analyse des résultats obtenus (Tableau.14, annexe II), indique que les variations de la quantité d'eau absorbée par les graines sont fortement influencées par la concentration en NaCl de la solution d'arrosage et de la nature des génotypes testés ($p=0.000^{***}$), par contre l'interaction F1*F2 est non significative ($P=0.781NS$).

L'imbibition des graines après 72 heures est faiblement corrélée négativement avec les concentrations de NaCl ($r=-0,295^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r= -0,009$). (Tableau.02, Annexe III)

La figure ci-dessous montre l'effet du NaCl sur le taux d'imbibition des graines.

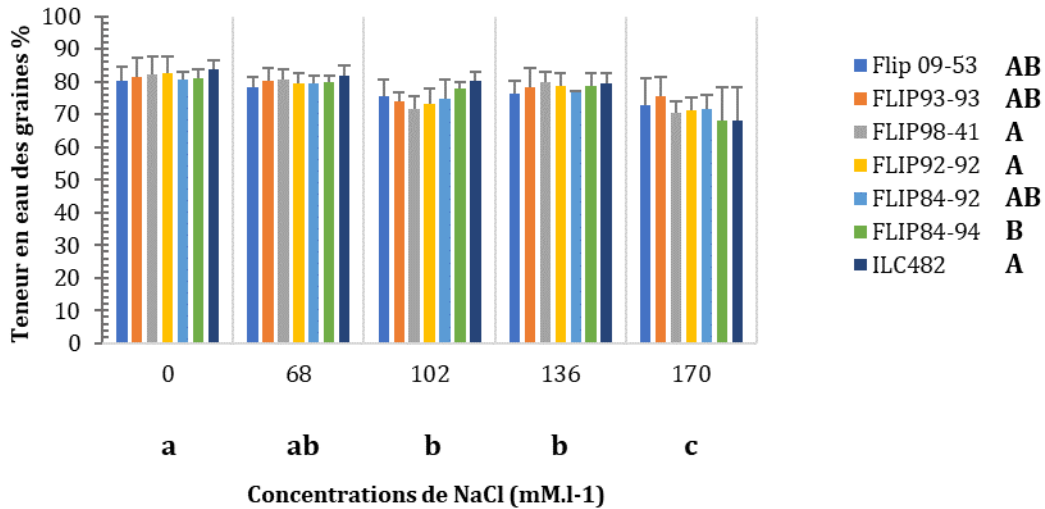


Fig.81. Effet du stress salin sur le taux d'imbibition des graines après 72 heures.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les graines en absence de NaCl absorbent beaucoup plus d'eau par rapport aux autres traitements salins, et leur taux d'imbibition est de 105,0291%, la chute significative de ce taux en augmentant la concentration de NaCl jusqu'à 77,4263% en présence de 170 mM.l-1, le deuxième groupe est constitué par les traitements 68 et 102mM.l-1 avec des taux 92,86 ; 91,69%, et le traitement 136 mM.l-1 forme le troisième groupe avec un taux d'imbibition de 77,42%.

- **Pour le facteur génotypes**, l'analyse statistique divise les génotypes en trois groupes différents selon leurs moyennes sous les cinq traitements salins, les génotypes FLIP92-92, FLIP98-41, ILC482 forment le premier groupe et leur taux d'imbibition sont les suivants 122,9672 ; 108,8854 ; 108,4202%, le deuxième groupe est formé par FLIP93-93, FLIP09-53, FLIP84-94 avec les taux d'imbibition suivants 84,4193 ; 84,0071 ; 73,9539%, le FLIP84-92 constitue le dernier groupe avec le taux le plus faible (51,049%).

V.1.9. Teneur en eau des graines

Les résultats de l'analyse statistique de ce paramètre sont très hautement significatifs pour F1 ($P=0.000^{***}$), significatif pour F2 ($P=0.006^*$) et non significatifs pour l'interaction F1*F2($P=0.918NS$). (Tableau.15, annexe II)

La teneur en eau des graines est fortement corrélée négativement avec les concentrations de Na Cl ($r= -0,524^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r= -0,094$). (Tableau.02, Annexe III)

Les moyennes de la teneur en eau des graines des sept génotypes sous les cinq traitements salins sont représentées dans les histogrammes ci-dessous.

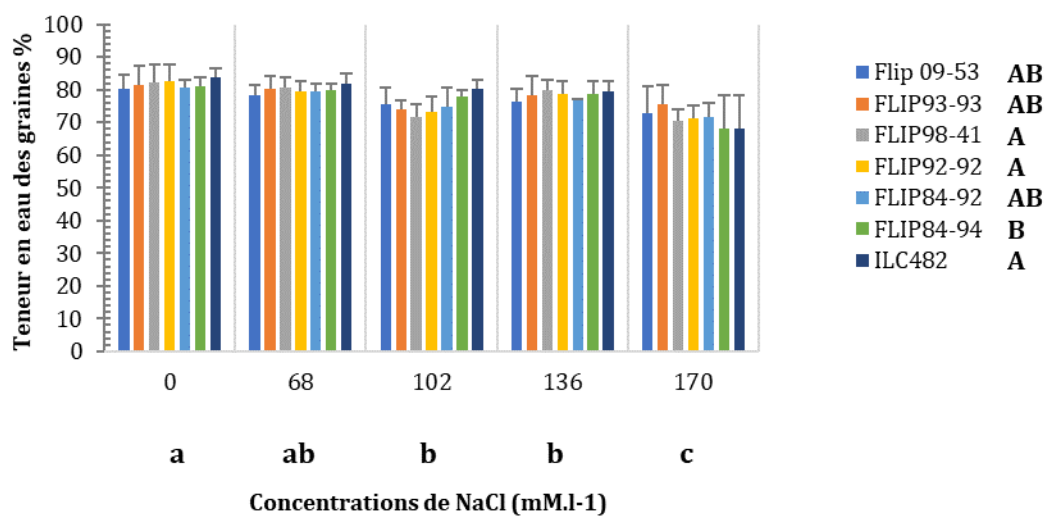


Fig.82. Effet du stress Salin sur la teneur en eau des graines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

D'après la figure la diminution de la teneur en eau des graines est influencée par les deux facteurs.

- **Pour le facteur salinité,** Les traitement salins sont répartis en quatre groupes homogènes, le témoin présente la teneur la plus élevée en eau (81,90%), suivi par le traitement 68 mM.l-1(79,095%), les deux traitements 102 et 136 mM-1 constituent le troisième groupe et les taux sont 76,95 et 76,47% respectivement, le dernier groupe est formé par le traitement 170mM.l⁻¹ avec le taux le plus faible (69,80%).

- **Pour le facteur génotypes,** les génotypes se trouvent statistiquement dans trois groupes différents, la différence entre FLIP92-92, FLIP9841, ILC482 est non significative les teneurs sont 122,96 ; 108,42 ; 108,20%, la même chose pour FLIP93-93, FLIP09-53,

FLIP84-92 avec des teneurs 84,41 ; 84,007 ; 74,80%, le dernier groupe avec le taux le plus faible (72,266%) chez FLIP84-94.

V.1.10. Indice de tolérance à la salinité

Les résultats de l'analyse statistique de ce paramètre sont très hautement significatifs pour F1, F2 (P=0.000***), et significatifs pour l'interaction F1*F2 (P=0.037*). (Tableau.16, annexe II)

L'indice de tolérance à la salinité (Longueur de la racine) est fortement corrélé négativement avec la salinité ($r = -0,588^{**}$) et faiblement corrélé avec les génotypes de pois chiche ($r = 0,217^{*}$). (Tableau.08, Annexe III)

Les indices de tolérances à la salinité sont représentés dans les histogrammes ci-dessous.

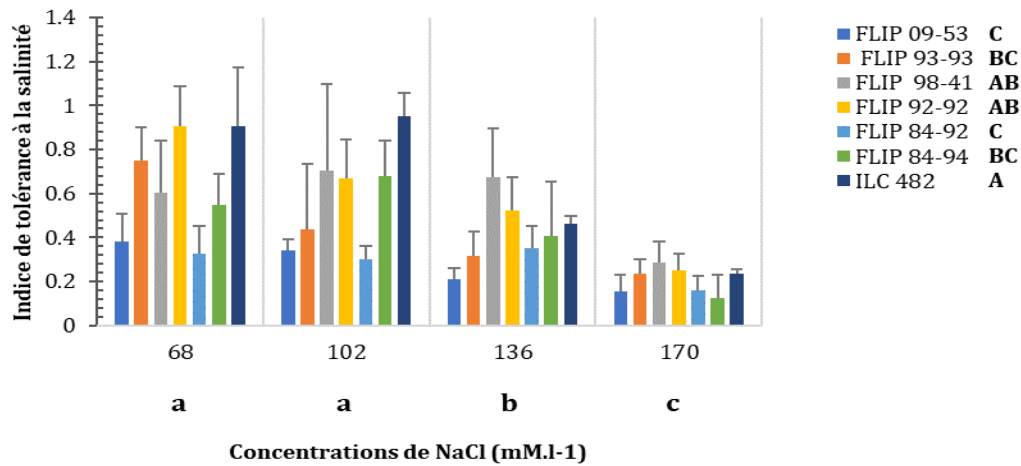


Fig. 83. Indice de tolérance à la salinité.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, cet indice diminue significativement en augmentant la concentration de NaCl, donc les traitements salins se trouvent dans trois groupes différents. L'indice le plus élevé est enregistré chez les deux traitements 68 et 102 mM.l-1 qui appartiennent au premier groupe (0,6312 ; 0,5838), le traitement 136 mM.l-1 avec un indice de 0,4210 constitue le deuxième groupe, et l'indice le plus faible est enregistré chez le traitement 170 mM.l-1 qui constitue le quatrième groupe homogène.

- **Pour le facteur génotypes**, ils se répartissent en quatre groupes, l'indice le plus élevé est enregistré chez le génotype ILC 482 (0,6388), les deux génotypes FLIP92-92, FLIP98-41 constituent le deuxième groupe (0,5864 ; 0,5669), le troisième groupe est

formé par FLIP84-94 et FLIP93-93 leur indice sont 0,4406 et 0,4350, l'indice le plus faible est trouvé chez FLIP84-92 (0.2845).

V.2. Résultats de l'effet du stress salin sur le développement du pois chiche

V.2.1. Réponse morphologique

V.2.1.1. Longueur de l'axe principale

La mesure de la longueur de l'axe principale de chaque plante a été effectuée avant et à la fin de l'application du stress salin.

Les résultats de l'analyse statistique de ce paramètre sont très hautement significatifs pour F1, F2 (P=0.000***), et non significatifs pour l'interaction F1*F2 (P=0.950NS). (Tableau.17, annexe II)

La différence entre de la longueur des tiges après et avant le stress est moyennement corrélée négativement avec le facteur salinité (r= -0,560**) et faiblement corrélée avec le facteur génotypes (r=0,120). (Tableau03, Annexe III)

Dans les histogrammes suivants la différence de la longueur des tiges avant et après l'application du stress :

On peut constater d'après la figure 84 que la longueur des tiges est affectée par la salinité chez tous les génotypes surtout pour le génotype Flip93-93 qui présente une longueur avant le stress supérieur à celle mesurée à la fin de l'application du stress. Ce qui est confirmé par les résultats de l'analyse de la variance dans le tableau 17 annexe II.

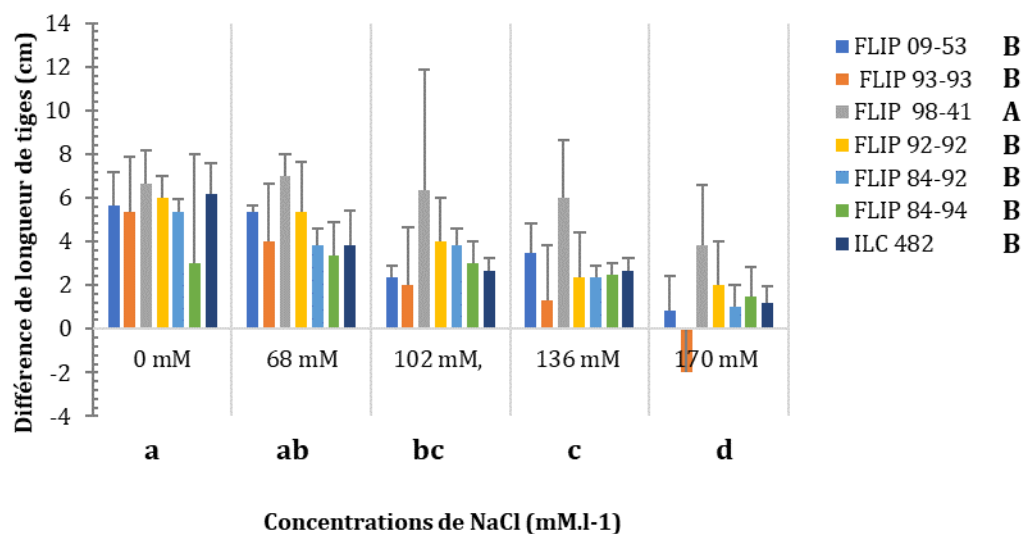


Fig.84. Effet de la salinité sur la longueur des tiges.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, chaque traitement appartient à un groupe différent de l'autre, le classement décroissant des traitements salins selon la différence des longueurs des tiges après et avant le stress est comme suite : 0mM (5,4524cm), 68mM (4,6667cm), 102mM (3,4524cm) ; 136mM (2,9524 cm) et la différence la plus faible chez le traitement 170mM.l-1(1,1905cm).

• **Pour le facteur génotypes**, l'analyse statistique divise les génotypes en deux groupes différents, l'élongation des tiges la plus élevée sous les cinq traitements salins est observée chez le génotype FLIP98-41 avec une différence de 5,9667 cm. La différence entre les autres génotypes est non significative la faite qu'ils appartiennent au même groupe homogène le classement par ordre décroissant des six autres génotypes est le suivant FLIP92-92 ; FLIP09-53 ; FLIP93-93 ; FLIP84-92 ; FLIP84-94 ; ILC482 et les moyennes de différences sous les cinq traitements sont (3,9333 ; 3,5333 ; 3,3000 ; 3,2667 ; 2,6667 ; 2,1333 cm) respectivement.

V.2.1.2. Longueur des racines

Les résultat de l'analyse statistique représentés dans le tableau18 (annexe II), révèlent que l'effet salinité sur la longueur des racines est très hautement significatif ($P=0.000^{***}$), hautement significatifs pour l'effet génotypes ($P=0.006^{**}$), et pour l'interaction F1*F2 ($P=0.001^{**}$).

La longueur des racines est moyennement corrélée positivement avec le facteur salinité ($r= 0,403^{**}$) et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,123$). (Tableau03, Annexe III)

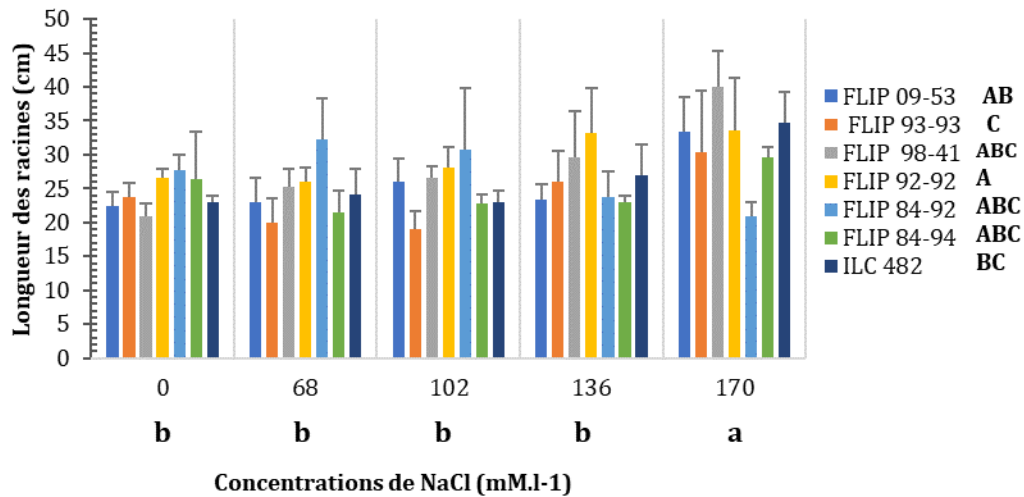


Fig.85. Effet du stress salin sur la longueur des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

D'après la figure (85),

- **Pour le facteur salinité**, c'est juste la concentration 170 mM.l-1 qui a causé une augmentation significative de la longueur des racines (31,8095 cm), le deuxième groupe est constitué par les autres traitements salins dont la différence est non significative et les moyennes des longueurs des racines pour ces traitements est la suivante : 26,547 cm pour 136mM ; 25,19 cm pour 102mM ; 24,62 cm pour 68mM ; et 24,38 cm en absence de salinité.

- **Pour le facteur génotypes**, cinq groupes le FLIP92-92 possède le système racinaire le plus long et la moyenne sous les cinq traitements salins est de 29,5333 cm, suivi par FLIP09-53 (28,53 cm) ; ensuite FLIP84-94 (27,066cm) ; FLIP84-92 (26,36cm) ; et FLIP98-41 (25,60 cm) qui appartient au troisième groupe homogène ; le quatrième groupe est constitué par l'LC482 (24,6667cm) et enfin FLIP93-93 avec le système racinaire le moins développé (23,80 cm).

V.2.1.3. Volume des racines

Les résultats de l'analyse statistique montrent que ce paramètre est fortement influencé par le facteur génotypes ($P=0.000^{***}$) que par le facteur salinité qui a un effet non significatif ($P=0.967$ NS), ainsi que pour l'interaction F1*F2 ($P=0.517$ NS). (Tableau.19, annexe II)

Le volume des racines est faiblement corrélé avec le facteur salinité ($r= 0,003$) et faiblement corrélé négativement avec le facteur génotypes ($r=-0,189$). (Tableau03, Annexe III)

Le traitement des plantes au NaCl jusqu'au 170mM.l-1 ne montre pas une grande différence par rapport aux plantes témoins à la fin du stress (figure 86).

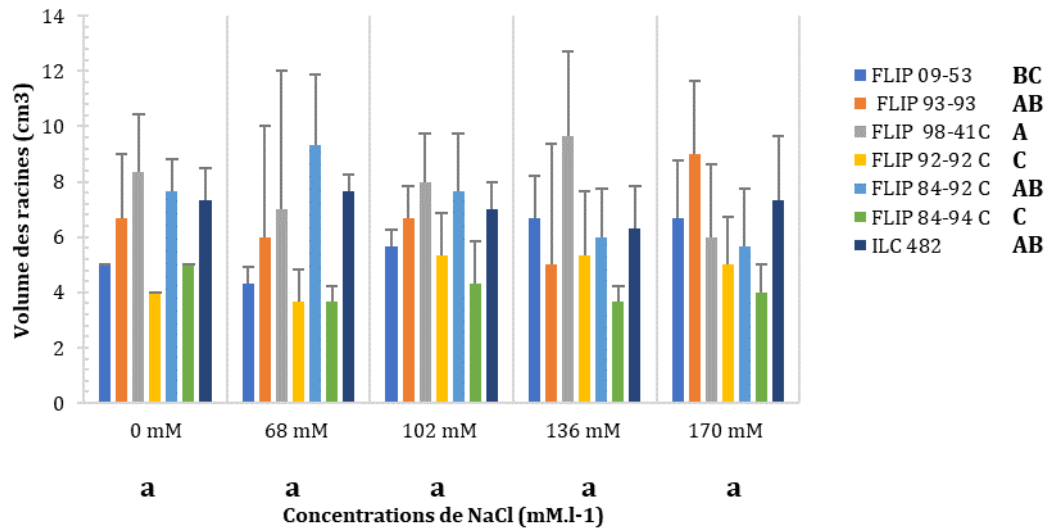


Fig.86. Effet du stress salin sur le volume des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2).

- **Pour le facteur salinité**, l'effet de la salinité sur le volume des racines est non significatif, les cinq traitements appartiennent au même groupe homogène, le volume passe non significativement de 6,38 cm³ chez le témoin à 5,95cm³ chez le traitement 170mM.l-1, les moyennes des autres traitements sont les suivantes (6,28 cm³ pour 68mM.l-1) ; (6,24 cm³ pour 102mM.l-1) et (6,09 cm³ pour 136mM.l-1).

- **Pour le facteur génotypes**, on distingue quatre groupes homogènes ;

Le génotype FLIP98-41 présente le système racinaire le plus volumineux avec une moyenne de 7.8 cm³ ; suivi par les trois génotypes FLIP84-92 (7,26 cm³), ILC482 (7,13 cm³) et FLIP93-93 (6,66cm³) qui appartiennent au même groupe homogène, le troisième groupe est constitué par le génotype FLIP0953 avec un volume de 5,6667 cm³, et enfin la différence entre les deux génotypes FLIP92-92 ; FLIP84-94 est non significative avec des moyennes de volume de 4,6667 et 4,1333 cm³ respectivement.

V.2.1.4. Ratio Longueur des racines/longueur des tiges

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, et F2 ($P=0.000^{***}$) et non significatifs pour leur interaction ($P=0.054NS$). (Tableau.20, Annexe II)

Le Ratio Lt/Lr est faiblement corrélé avec le facteur salinité ($r= -0,357^{**}$) et faiblement corrélé négativement avec le facteur génotypes ($r=-0,148$). (Tableau03, Annexe III)

D'après la figure ci-dessous on peut constater une augmentation dans le ratio (Longueur des racines/ longueur des tiges) avec l'accroissement de la concentration du NaCl.

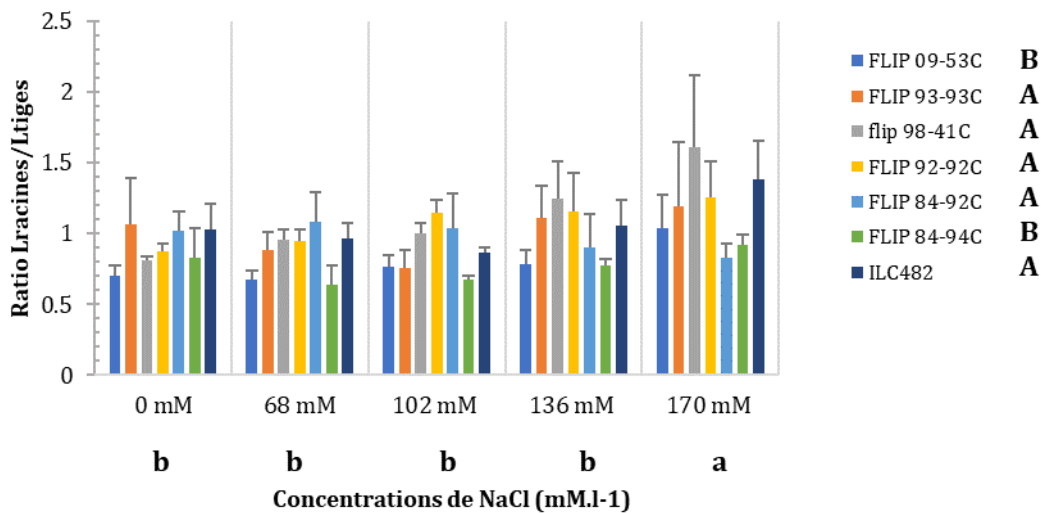


Fig. 87. Effet du stress salin sur le ratio (Longueur des racines/ longueur des tiges).

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, deux groupes différents sont distingués par l'analyse statistique, le traitement 170mM.l-1 avec le ratio le plus élevé (1,1768) forme le premier groupe homogène, la différence de ce ratio est non significative entre le reste des traitements salins et les valeurs sont 1,0056 pour 136 mM.l-1 ; 0,9058 pour le témoin ; 0,8908 pour 102 mM.l-1 ; 0,8790 pour le 68 mM.l-1.

- **Pour le facteur génotypes**, ils se trouvent en deux groupes différents le premier groupe est formé par les génotypes : FLIP98-41 avec le ratio le plus élevé des trois répétitions sous les cinq traitements salins (1,1265) suivi par ; (FLIP92-92) ; ILC482 (1,0588) ; FLIP93-93 (1,0018) ; FLIP84-92 (0,9743) ; et le deuxième groupe est formé

par les deux génotypes FLIP09-53(0,7944) et FLIP84-94 avec le ratio le plus faible (0,7672).

V.2.1.5. Nombre des nodules racinaires :

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1 et F2 (P=0.000***), mais non significatifs pour l'interaction F1*F2 (P=0.572NS). (Tableau.21, Annexe II)

Le nombre des nodules racinaires, est moyennement corrélée avec le facteur salinité (r=-0,517**) et faiblement corrélée négativement avec le facteur génotypes (r=-0,183). (Tableau03, Annexe III)

Les moyennes du nombre de nodules racinaires des sept génotypes de pois chiche sous les cinq traitements salins sont représentées dans la figure ci-dessous.

On peut constater d'après la figure 88 une différence significative pour les plantes témoins.

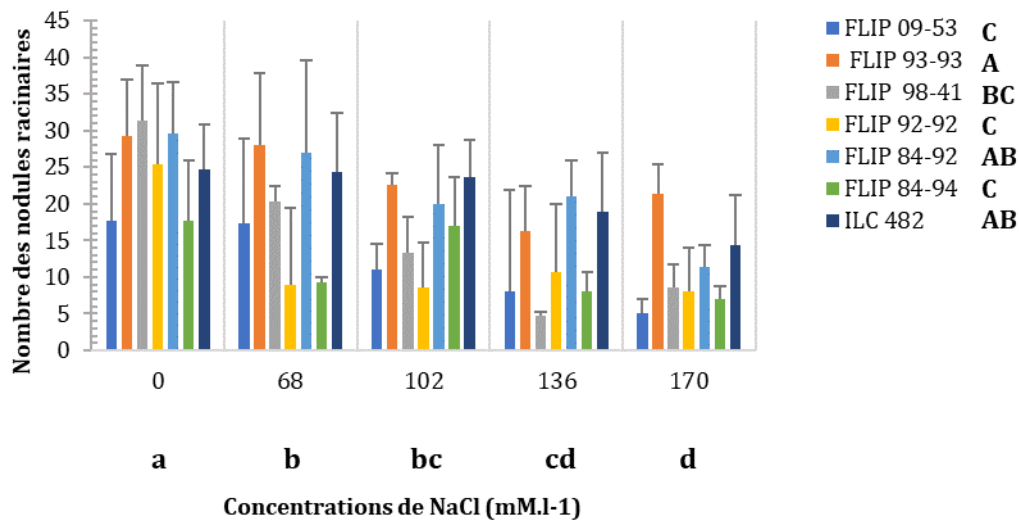


Fig.88. Effet du stress salin sur le nombre des nodules.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, cinq groupes différents sont distingués dont le nombre de nodules diminue significativement en augmentant la concentration de NaCl dans la solution d'arrosage, le témoin présente le nombre le plus élevé de nodules (25,09), suivi par le traitement 68 mM.l-1 (19,33), puis 102 mM.l-1 (16,6190), ensuite 136 mM.l-1

(12,52), enfin le nombre le plus faible chez les plantes soumises à 170mM.l-1 de NaCl (10,8095).

- **Pour le facteur génotypes**, ils se répartissent en quatre groupes différents, le FLIP93-93 (23,5333), les deux génotypes appartiennent au deuxième groupe et les moyennes de nombre de nodules sous les cinq traitements sont respectivement (21,8000 ; 21,20), le FLIP98-41 vient en troisième position (15,6667), le dernier groupe est formé par FLIP92-92 ; FLIP09-53 et FLIP84-94 et leur moyennes sont 12,3333 ; 11,8000 ;et 11,8000 respectivement.

V.2.1.6. Poids des nodules racinaires

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1 et F2 ($P=0.000^{***}$) par contre ils sont non significatifs pour l'interaction ($P=0.361$). (Tableau.22, Annexe II)

Le poids de nodules, est moyennement corrélé avec le facteur salinité ($r= -0,517^{**}$) et faiblement corrélé négativement avec le facteur génotypes ($r=-0,183$). (Tableau03, Annexe III)



Fig.89. La différence entre les nodules chez le témoin (à gauche) et celles soumises à 170 mM.l-1 (à droite) chez le génotype Flip 93-93.

La figure ci-dessous présente la diminution de la masse fraîche des nodules en fonction des différentes concentrations de NaCl, en effet on peut observer que les plantes témoins possèdent le poids le plus élevé des nodules par rapport au plantes arrosées avec 170mM.l-1 de NaCl.

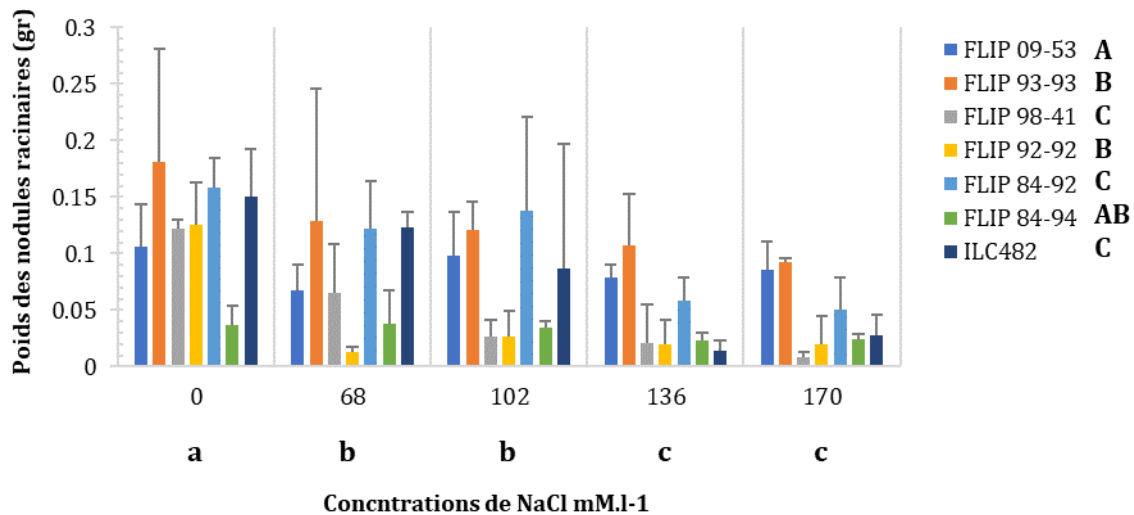


Fig.90. Effet du stress salin sur le poids des nodules racinaires.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les traitements salins se trouvent en trois groupes et le poids le plus élevé est enregistré en absence de NaCl dans la solution d'arrosage (0,1258 gr), le deuxième groupe est formé par les deux traitements 68mM.l-1 et 102mM.l-1 et les moyennes des poids sont de 0,0795 et 0,0759 gr respectivement, les deux traitements 136mM et 170mM forment le dernier groupe et les moyennes du poids sont 0,046 et 0,044 gr.

- **Pour le facteur génotypes**, d'après l'analyse statistique les génotypes se trouvent en quatre groupes, le premier groupe est constitué par FLIP09-53(0,1262gr) , le deuxième par FLIP84-94 (0,1055 gr), le troisième par FLIP93-93 et FLIP92-92 (0,0870 ; 0,0805), le dernier par FLIP84-92 ; ILC482 ; et FLIP98-41 (0,0483 ; 0,0410 ;0,0315 gr).

V.2.2. Réponse physiologique

V.2.2.1. Teneur en eau des tiges et des racines

*Des tiges

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, F2 (P=0.000***) et non significatifs pour F1*F2 (P=0.994NS). (Tableau.23, Annexe II)

La teneur en eau des tiges est moyennement corrélée négativement avec la salinité ($r = -0,583^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r = 0,161$). (Tableau05, Annexe III)

Selon la figure 91, on peut constater que la salinité a causé une diminution de la teneur en eau des tiges des sept génotypes, et que les tiges du génotype Flip9292C possèdent la teneur la plus élevée en eau.

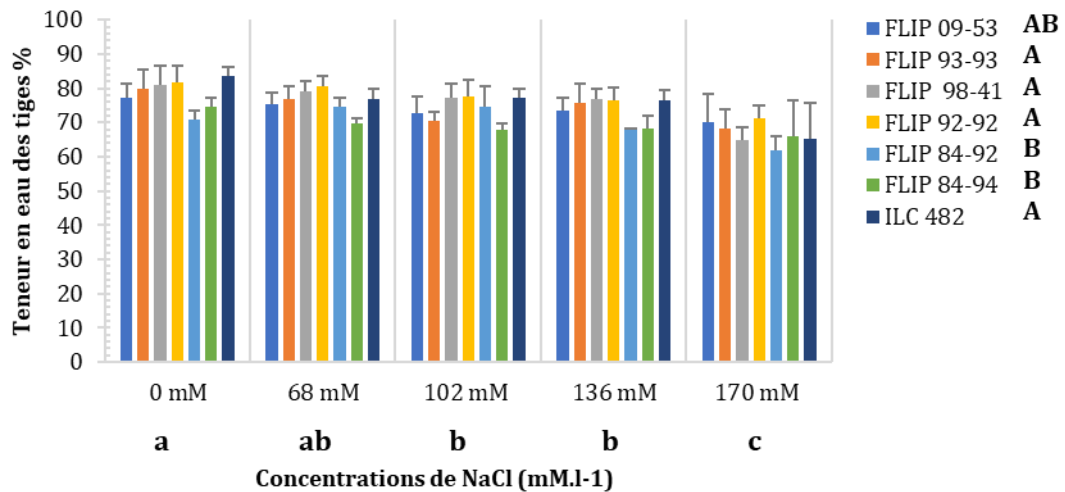


Fig.91. Effet du stress salin sur la teneur en eau des tiges.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

La figure 102 relève que l'intensification du traitement salin sur les sept génotypes de pois chiche s'accompagne d'une diminution du niveau d'hydratation des tissus.

- **Pour le facteur salinité**, quatre groupes sont distingués, le niveau d'hydratation des tissus diminue significativement en accroissant les concentrations de NaCl, donc la teneur la plus élevée en eau est enregistrée en absence de salinité (76,61%), suivie par le traitement 68 mM.l-1 (73.47%), ensuite les deux traitements 102 et 136 mM.l-1 avec la même teneur d'eau (71.33%), et enfin la teneur la plus faible est enregistrée chez les plantes arrosées avec 170 mM.l-1 de NaCl (62.61%).

- **Pour le facteur génotypes**, trois groupes sont distingués, les quatre génotypes FLIP92-92 ; ILC482 ; FLIP98-41 et FLIP93-93 avec les teneurs en eau suivantes 75,00 ; 74,13 ; 73,6667 ; 72,13% forment le premier groupe, le génotype FLIP09-53 forme le deuxième groupe avec une moyenne de 70.13%, et le dernier groupe est formé par les deux génotypes restants FLIP84-92 (66.26%) et FLIP84-94 (66.20%).

***Des racines**

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1(P=0.000***), significatifs pour F2 (P=0.02*), et non significatifs pour F1*F2 (P=0.972NS). (Tableau.24, Annexe II)

La teneur en eau des racines est fortement corrélée négativement avec la salinité (r=-0,719**), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes (r=0,129). (Tableau 05, Annexe III)

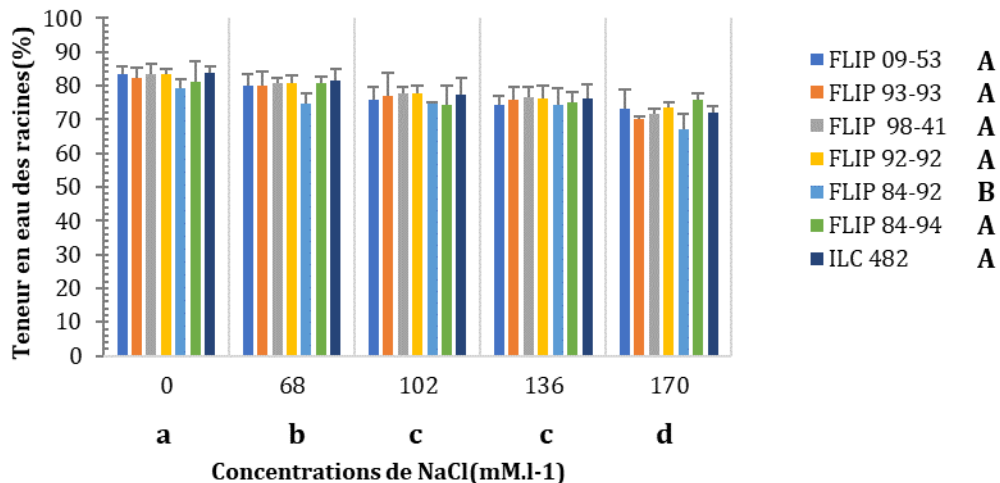


Fig.92. Effet du stress salin sur la teneur en eau des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, quatre groupes différents, le témoin avec la teneur la plus élevée (82.33%) constituent le premier groupe, le deuxième est constitué par le traitement 68 mM.l-1 (79.71%), le troisième groupe est formé par les deux traitements 102 et 136 mM.l-1 (76.38 et 75.52 %), le traitement 170 mM.l-1 avec la teneur en eau la plus faible (71.95%) constitue le dernier groupe.

• **Pour le facteur génotypes**, deux groupes différents, le premier est constitué par FLIP92-92(78,33%) ; ILC482 (78,13%) ; FLIP98-41 (78,00%) ; FLIP84-94 (77.40%) ; FLIP09-53 (77.40%) ; FLIP93-93 (77.00%) ; et le deuxième est constitué par FLIP84-92 avec la teneur en eau la plus faible (74.0%).

V.2.2.2. Indice de sensibilité à la salinité

Les résultats de l'analyse statistique du paramètre 'Indice de sensibilité à la salinité' sont très hautement significatifs pour le facteur salinité (P=0.000***), Non

significatifs pour F2 et leur interaction F1*F2 (P=0.146 et 0.971 respectivement). (Tableau.25, Annexe II)

L'indice de sensibilité à la salinité (Teneur relative en eau des feuilles) est faiblement corrélé négativement avec la salinité ($r= 0,436$) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche ($r= 0,101$). (Tableau.08, Annexe III)

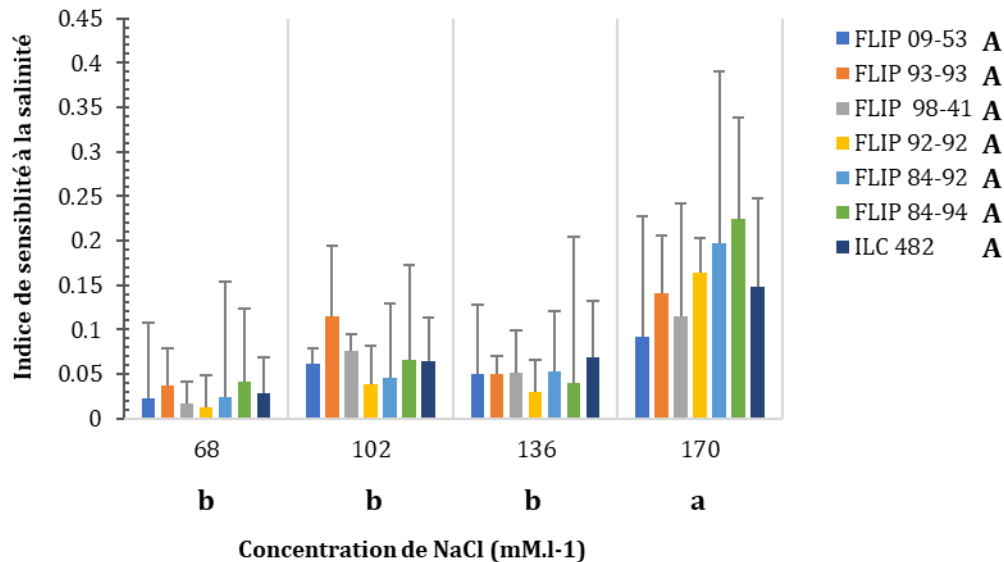


Fig.93. Effet du stress salin sur l'indice de sensibilité à la salinité.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, deux groupes différents sont distingués l'indice de sensibilité le plus élevé est enregistré chez le traitement 170mM (0.144) qui appartient au premier groupe, cet indice diminue en diminuant la concentration du NaCl pour (0.0629) chez 136 mM ; (0.0547) chez 102mM ; (0.0267) chez 68mM.

- **Pour le facteur génotypes**, la différence entre eux est non significative ; l'indice de sensibilité le plus élevé est enregistré chez le génotype ILC482 (0.116) ; suivi par le FLIP84-94 (0.0912) ; et FLIP93-93 (0.0853) ; ensuite le FLIP98-41 (0.08) ; et FLIP92-92 (0.0631) ; FLIP09-53 (0.0562) ; et l'indice le plus faible est enregistré chez le FLIP84-92 (0.0134).

V.2.2.3. Poids frais des tiges et des racines

*Des tiges

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1, F2 et leur interaction (P=0.000***). (Tableau.26, annexe II)

Le poids frais des tiges est fortement corrélé négativement avec la salinité ($r = -0,669^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r = 0,350$). (Tableau 05, Annexe III)

Dans la figure ci-dessous la réduction du poids frais de la biomasse aérienne avec l'accroissement de la concentration du NaCl est claire.

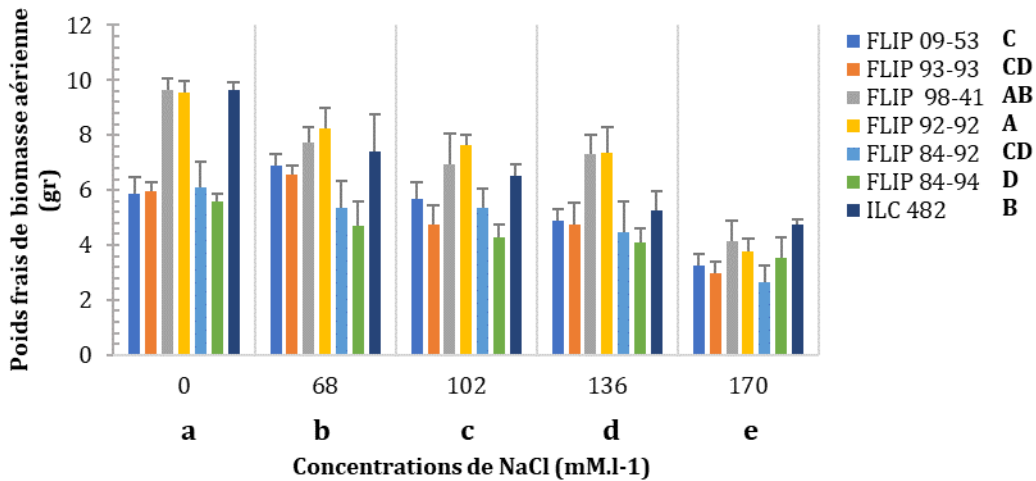


Fig. 94. Effet du stress salin sur le poids frais de la biomasse aérienne.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, chaque traitement salin appartient à un groupe différent de l'autre, la production de la biomasse aérienne la plus élevée est enregistrée en absence de NaCl (7,47gr), la chute significative du poids jusqu'à 3,58 gr en présence de 170mM.l-1 de NaCl.

Les poids frais des autres traitements salins sont : pour le traitement 68mM (6,69gr) ; 102mM (5,87gr) ; 136mM (5,43gr) ; et pour 170mM (3,58gr).

- **Pour le facteur génotypes**, six groupes différents sont distingués, le classement décroissant des sept génotypes selon leur biomasse fraîche aérienne est le suivant : FLIP9292 (7,3078gr) ; FLIP9841(7,15gr) ; ILC482(6,70gr) ; FLIP09-53(5,31gr) ; suivies par les deux génotypes FLIP93-93(4,99gr) ; FLIP84-92(4,77gr) qui appartiennent au même groupe et le poids le plus faible chez le FLIP84-94 (4,43gr)

*Des racines

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs ($P = 0,000^{***}$). (Tableau.27, Annexe II)

Le poids frais des racines est fortement corrélé négativement avec la salinité ($r = -0,677^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r = -0,392$). (Tableau 05, Annexe III)

Les moyennes du poids frais des racines sont représentées dans la figure 95.

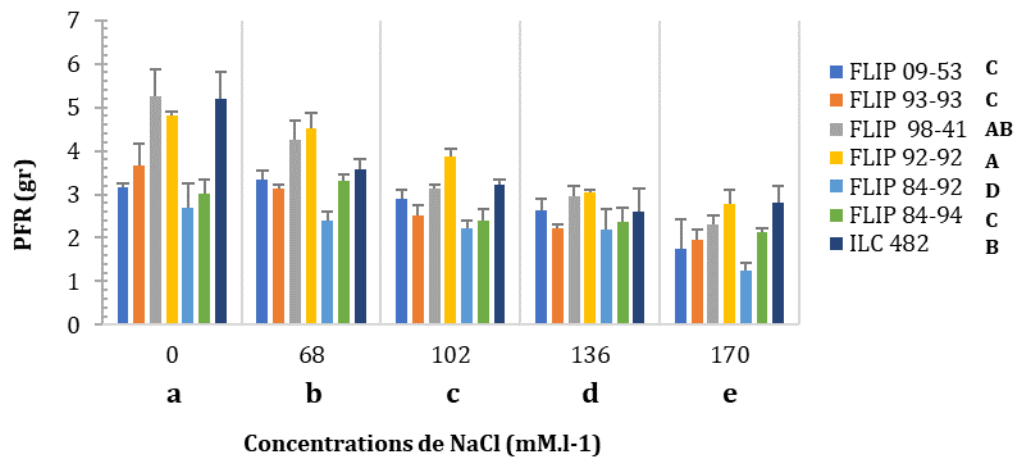


Fig. 95. Effet du stress salin sur le poids de la biomasse fraîche racinaire.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, le poids frais des racines diminue significativement avec l'accroissement de la concentration du NaCl, et l'analyse statistique a révélé cinq groupes différents, la production la plus élevée en biomasse fraîche est enregistrée chez les plantes en absence de NaCl (3.97 gr) ; suivi par le traitement 68 mM.l-1 (3.5 gr) ; 102 mM.l-1 (2.89 gr) ; ensuite 136 mM.l-1 (2.57 gr) ; et enfin le 170 mM.l-1 (2.14 gr).

• **Pour le facteur génotypes**, les génotypes se répartissent en cinq groupes différents le FLIP92-92 a produit le plus de biomasse racinaire (3.8gr), suivi par le FLIP98-41 (3.57 gr) ; ensuite le ILC482 (3.47 gr), les trois génotypes : FLIP09-53 (2.75 gr), FLIP93-93 (2.69 gr), FLIP84-94 (2.64 gr), le dernier groupe se forme par le génotype FLIP84-92 (2.14 gr).

V.2.2.4. Poids sec des tiges et des racines

*Des tiges

Les résultats sont hautement significatifs pour F1 ($P = 0.001^{**}$), significatifs pour F2 ($P = 0.034^*$) et non significatifs pour F1*F2 ($P = 0.816NS$). (Tableau.28, Annexe II)

Le poids sec des tiges est faiblement corrélé négativement avec la salinité ($r = -0,325^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r = 0,223^*$). (Tableau 05, Annexe III)

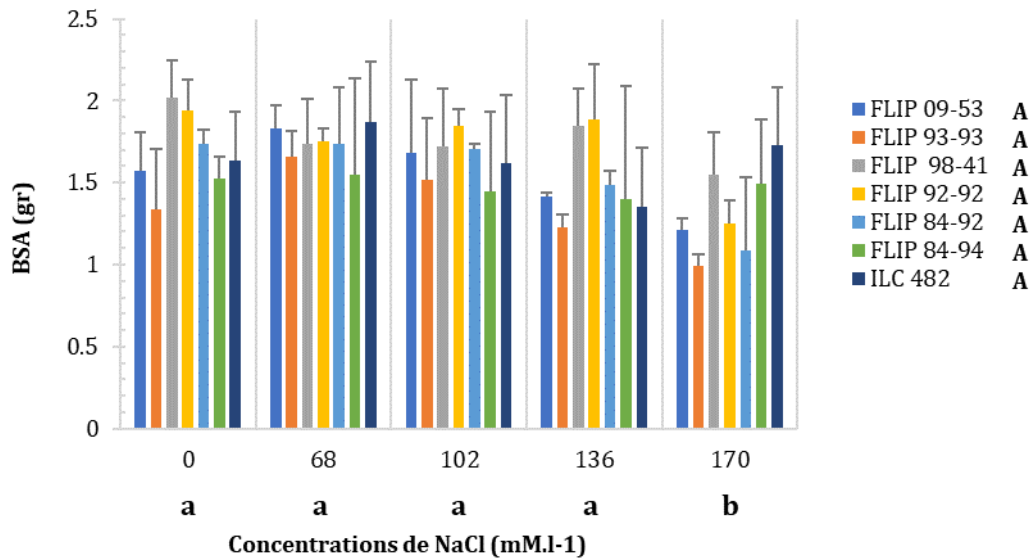


Fig.96. Effet du stress salin sur la biomasse sèche aérienne.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les traitements qui forment le premier groupe sont classés par ordre décroissant selon leurs moyennes de poids sec aériens : 68 (1.73 gr) ; 0 (1.68 gr) ; 136 (1.64 gr) ; 102mM.l-1(1.64), et le traitement 170 mM.l-1 forme deuxième groupe avec le poids sec aérien le plus faible sous les cinq traitements salins (1,3316gr).

- **Pour le facteur génotypes**, la différence est non significative entre les génotypes, donc ils forment un seul groupe homogène, leur classement par ordre décroissant selon le poids sec aérien est le suivant FLIP98-41(1.74 gr) ; FLIP92-92 (1.72 gr) ; ILC482 (1.69gr) ; FLIP09-53 (1.60gr) ; FLIP84-92(1.59gr) ; FLIP84-94(1.49gr) ; FLIP93-93 (1.40gr).

*Des racines

Les résultats sont significatifs pour F1 (P=0.023*), très hautement significatifs pour F2 (P=0.000***), non significatifs pour leur interaction (P=0.405NS). (Tableau.29, Annexe II)

Le poids sec des racines est fortement corrélé négativement avec la salinité (r= -0,239*), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes (r=-0,436). (Tableau 05, Annexe III)

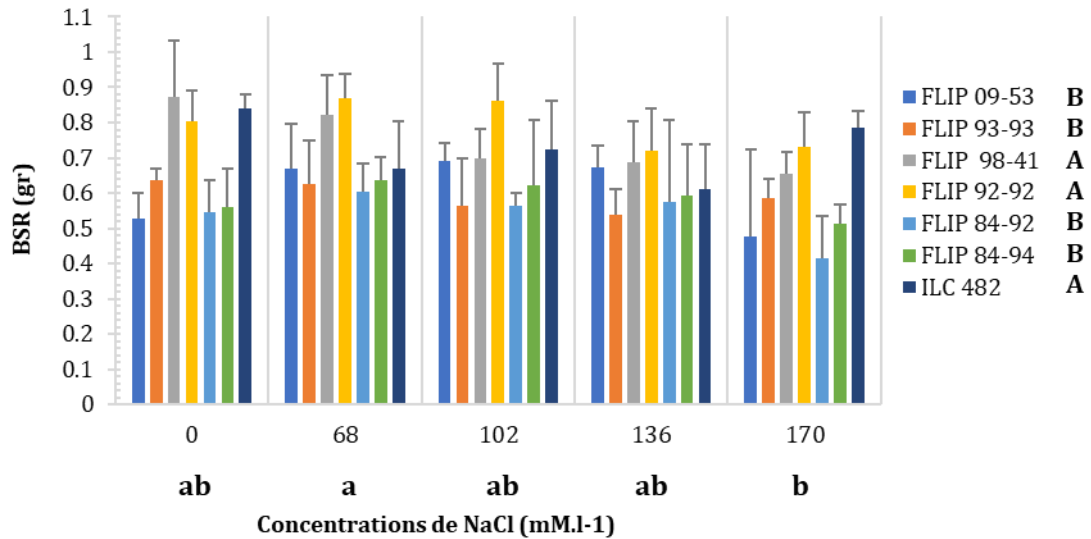


Fig.97. Effet du stress salin sur la biomasse sèche racinaire.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, trois groupes différents sont distingués, le premier groupe est constitué par le traitement 68 mM.l-1 et la moyenne du poids sec de l'ensemble des génotypes est de 0.699 gr, le deuxième groupe est formé par les trois traitements 0 mM (0.68gr), 102 mM (0.67 gr) ; et 170 mM (0.628 gr) le dernier groupe est formé par le traitement 136 mM.l-1 (0.594 gr).

- **Pour le facteur génotypes**, on distingue deux groupes différents, les génotypes du premier groupe avec leur moyennes du poids sec sont : FLIP92-92 (0.797gr) ; FLIP98-41 (0.747gr) ; ILC482 (0.724 gr) ; le deuxième groupe est constitué par les génotypes FLIP09-53 (0.61 gr) ; FLIP93-93 (0.59 gr) ; FLIP84-94 (0.58 gr) ; FLIP84-92(0.54 gr).

V.2.2.5. Ratio PSR/PSA

Les résultats sont non significatifs pour F1 (P=0.587 NS) ; F2 (P=0.131 NS) ainsi que pour l'interactions F1*F2 (P=0.649 NS). (Tableau.30, Annexe II)

Le ratio PFR/PFT est faiblement corrélée avec la salinité (r= 0,140), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes (r=-0,121). (Tableau 05, Annexe III)

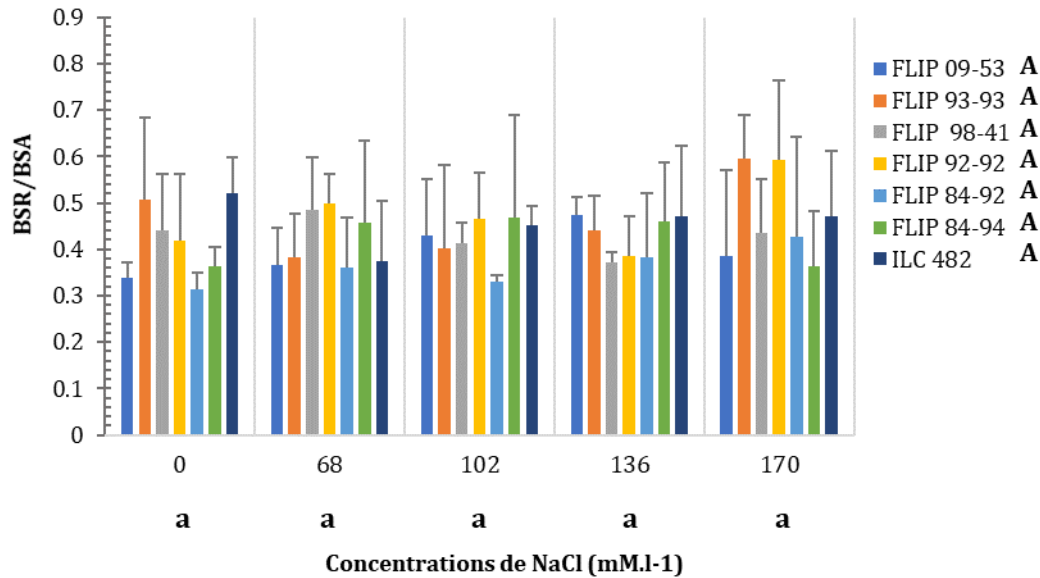


fig.98. Ratio biomasse sèche racinaire/ biomasse sèche aérienne.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les concentrations salines se trouvent dans un seul groupe homogène et les moyennes de ce ratio augmentent non significativement avec la concentration de NaCl de 0.41 chez le témoin à 0.42 chez le 68 mM et 10 mM à 0.43 chez 136 mM.l-1 à 0.47 chez 170mM.l-1.

- **Pour le facteur génotypes**, les génotypes se trouvent aussi dans un seul groupe homogène et leur classement par ordre décroissant est le suivant FLIP92-92 (0,4716) ; FLIP93-93(0,4654), ILC482 (0,4581), FLIP98-41 (0.43), FLIP84-94 (0.422), FLIP09-53 (0.398), FLIP84-92 (0.363).

V.2.2.6. Indice de tolérance à la salinité BSA

Cet indice est beaucoup plus influencé par le traitement salin que par le facteur génotypes ; les résultats sont très hautement significatifs pour F1 ($P=0.000^{***}$), non significatifs pour F2 ($P=0.180NS$) ainsi que pour l'interaction ($P=0.852 NS$). (Tableau.31, Annexe II)

L'indice de tolérance à la salinité (Poids sec aérien) est fortement corrélé négativement avec la salinité ($r= -0,545^{**}$) et faiblement corrélé avec les génotypes de pois chiche ($r=0,094$). (Tableau.08, Annexe III)

Une diminution dans les valeurs de l'indice de tolérance à la salinité en augmentant la concentration du NaCl est observée dans la figure suivante.

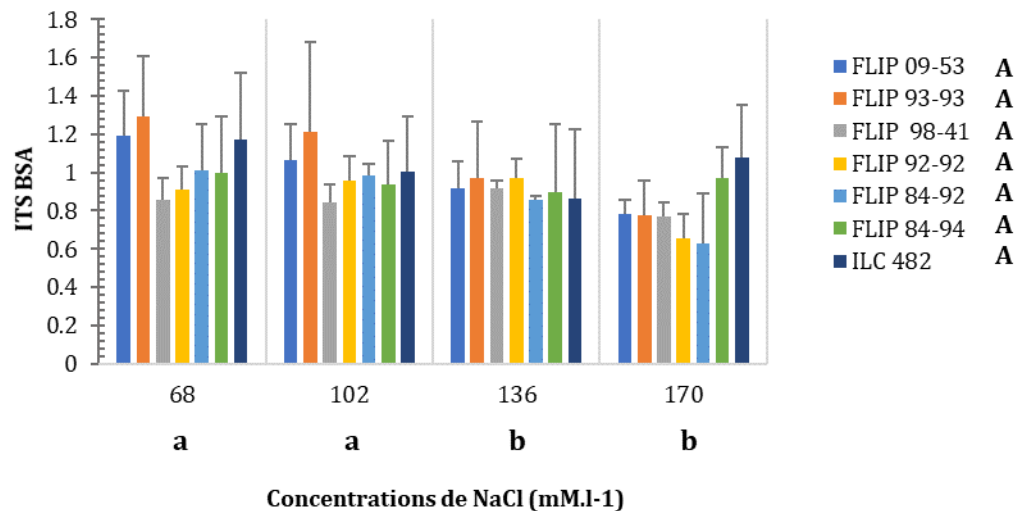


Fig.99. Effet du stress salin sur l'indice de tolérance à la salinité BSA.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les traitements salins se trouve en deux groupes, le premier est constitué par 68 et 102 mm.l-1 leurs indices sont respectivement (0,7974 et 0,7967) les deux autres traitements 136 et 170 mM.l-1 forment le deuxième groupe homogène et leurs indices sont de 0.53 et 0.52 respectivement.

- **Pour le facteur génotypes**, ils se trouvent dans un seul groupe homogène et leur classement décroissant selon les valeurs de leurs indices de tolérance est le suivant : FLIP84-94 (0,8050) ; FLIP84-92(0,6588) ; FLIP92-92(0,6549) ; FLIP09-53(0,6522); ILC482 (0,6494);FLIP98-41(0,6113) ; FLIP93-93 (0,6044).

V.2.2.7. Indice de tolérance à la salinité PSR

Les résultats sont non significatifs pour F1 (P=0.837 NS) ; ainsi que pour F2 (P=0.082 NS) et pour l'interaction (P=0.947 NS). (Tableau.32, Annexe II)

L'indice de tolérance à la salinité (Poids sec racinaire) est faiblement corrélé négativement avec la salinité ($r = -0,103$) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche ($r = -0,025$). (Tableau.08, Annexe III)

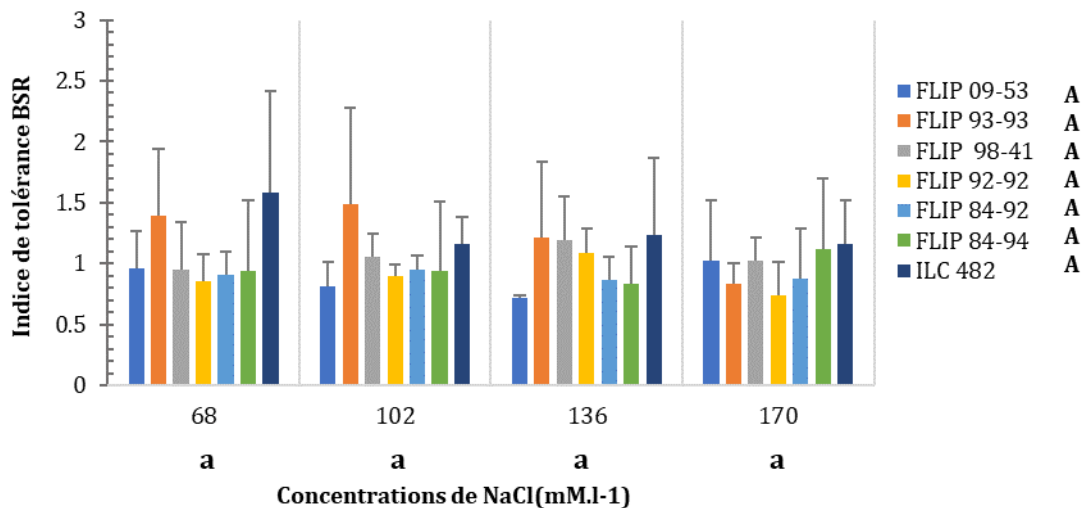


Fig.100. Indice de tolérance à la salinité du poids sec racinaire.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, la diminution de cet indice avec l'accroissement de la concentration de NaCl est non significative les indice des traitements sont 68mM (1,0841) ; 102mM (1,0438) ; 136mM (1,0212) ; 170mM (0,9686).

- **Pour le facteur génotypes**, ils se regroupent en un seule groupe homogène,le classement décroissant des génotypes en fonction de leurs indices de tolérance est le suivant : ILC482 (1,2863) qui possède l'indicele plus élevé ; ensuite FLIP93-93(1,2334) ;et FLIP98-41(1,0551); FLIP84-94 (0,9605) ; suivie par FLIP84-92 (0,8982) ; et FLIP92-92 (0,8946) ; et enfin le FLIP09-53 avec l'indice le plus faible (0,8778).

V.2.2.8. Taux en cendres

*des feuilles

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour les deux facteurs et leur interaction. (P=0.000***). (Tableau.33, Annexe II)

Le taux de cendres des feuilles est fortement corrélé avec la salinité ($r=0,750^{**}$) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche ($r=-0,266^{**}$). (Tableau.06, Annexe III)

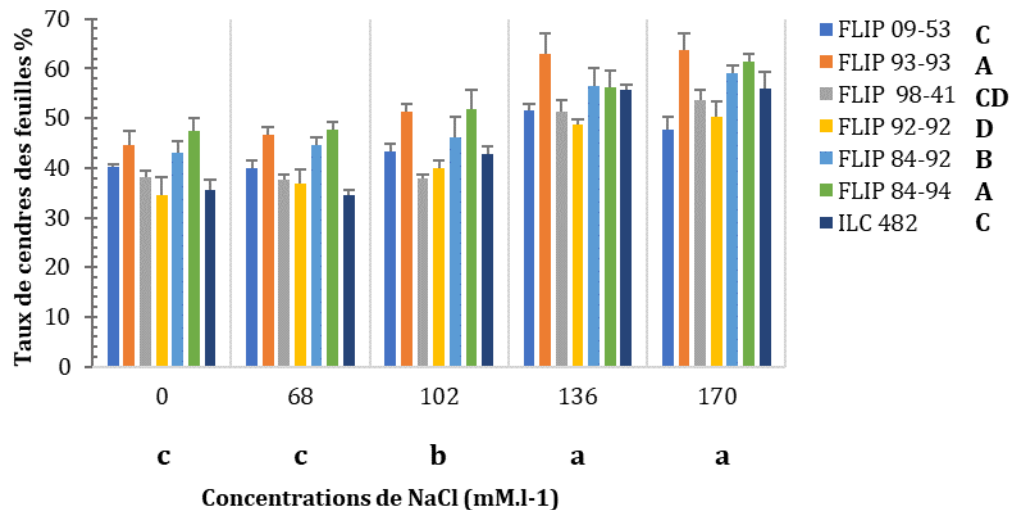


fig.101. Effet du stress salin sur le taux de cendres des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, le taux de cendres augmente significativement en augmentant la concentration de NaCl, les deux traitements 170 et 1360mM forment le premier groupe (55,99 et 54,71%), le deuxième groupe est constitué par 102 (44.78%) et les traitements 68 mM et le témoin forment le troisième groupe (41.15 et 40.45%).

- **Pour le facteur génotypes**, cinq groupes différents sont distingués, les deux génotypes FLIP93-93 et Flip 84-94 forment le premier groupe avec des moyennes de taux de 53.88 et 52.87% respectivement sous les cinq traitements salins, le FLIP 84-92 forme le deuxième groupe avec 49.88% de cendres dans ces feuilles, les génotypes ILC482 avec une moyenne de 44.96% et FLIP09-53 avec la teneur de 44.48 forment le troisième groupe, le quatrième groupe est formé par le FLIP98-41 avec une moyenne de 43.78% et la teneur la plus faible est enregistrée chez le génotype FLIP92-92 (42.08%).

*Des racines

Les teneurs fluctuent selon les génotypes et selon l'intensité du traitement salin ; les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour les deux facteurs et leur interaction ($P=0.000^{***}$). (Tableau.34, Annexe II)

Le taux de cendres des racines est fortement corrélé avec la salinité ($r=0,765^{**}$) et faiblement corrélé avec les génotypes de pois chiche ($r=0,055$). (Tableau.06, Annexe III)

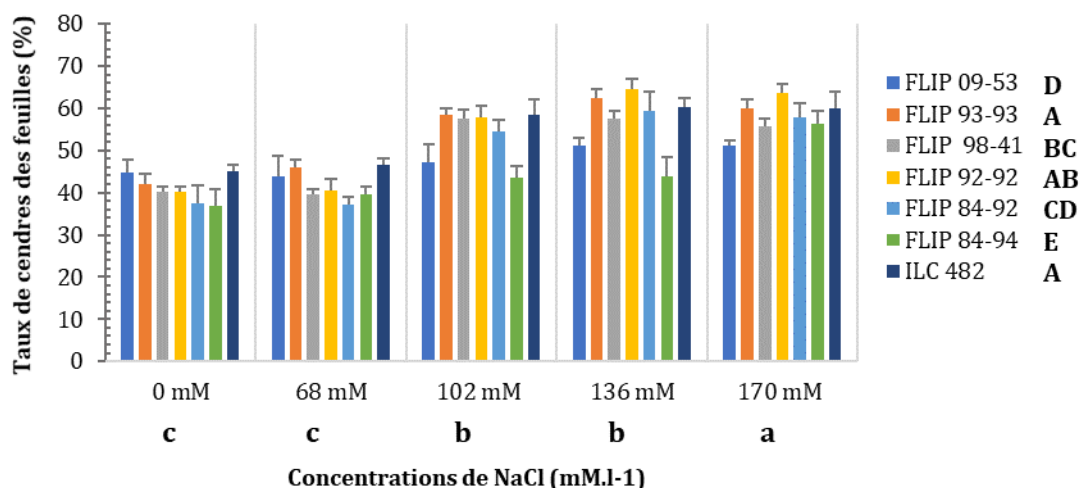


Fig.102. Effet du stress salin sur le taux de cendres des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, le taux de cendres augmente significativement en augmentant la concentration de NaCl, les deux traitements 170 et 1360mM forment le premier groupe (57,82 et 53,9619%), le deuxième groupe est constitué par 102 mM.l-1 (53.96%) ; et le 68 mM avec un taux de 41.94% forme le troisième groupe, et la teneur en cendres la plus faible est enregistrée chez les racines en absence de NaCl (40.91%).

- **Pour le facteur génotypes**, c'est dans six groupes différents que se trouvent les génotypes, le premier groupe est formé par l'ILC482 et FLIP 93-93 avec des taux de 53.70% et 52.95% respectivement, le deuxième groupe par le FLIP92-92 (52.02%), le troisième par le FLIP 98-41 (50.14%), le quatrième par FLIP84-92(48.39%), le FLIP09-53 forme le cinquième groupe (46.85%), la teneur la plus faible de cendres est enregistrée chez les feuilles de FLIP 84-94 (43.96%).

V.2.2.9. Teneur en sodium Na⁺

*Des feuilles

La nutrition minérale des sept génotypes est fortement influencée par la contrainte saline, les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, F2 et leur interaction F1*F2 (P=0.000***). (Tableau.35, Annexe II)

La teneur en sodium des feuilles est fortement corrélée avec la salinité (r=0,683**) et faiblement corrélée négativement avec les génotypes de pois chiche (r=-0,318**). (Tableau.06, Annexe III)

Les teneurs en sodium des feuilles sont représentées dans les histogrammes ci-dessous.

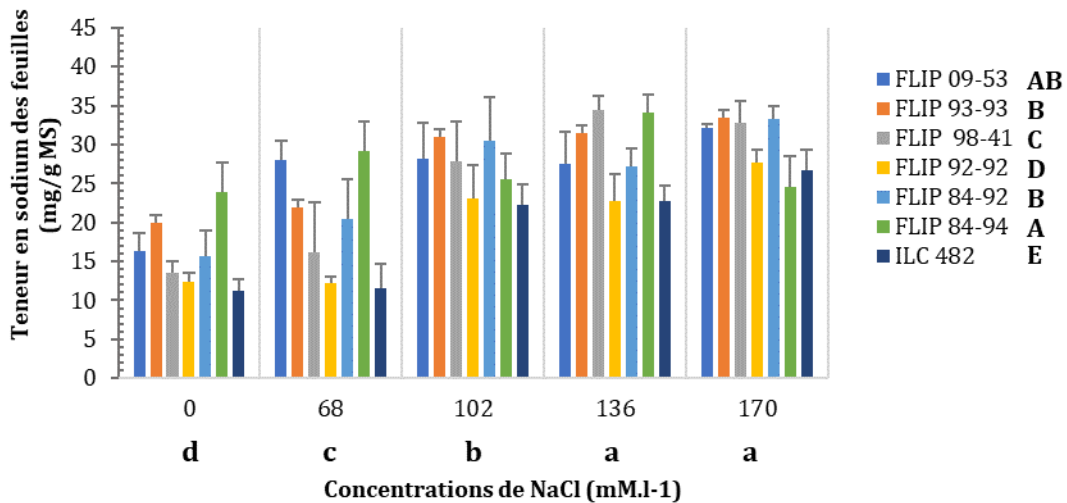


Fig.103. Effet du stress salin sur la teneur en sodium des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les traitements salin se trouvent dans quatre groupes différents ; les traitement 170 mM.l-1 et 136 mM.l-1 appartiennent au premier groupe avec les teneurs les plus élevées en sodium dans les feuilles (32,199 et 31,1764mg/g MS), la teneur diminue chez le traitement 102 mM.l-1 (25,95 mg/g MS), qui appartient au deuxième groupe, le traitement 68 mM.l-1 appartient au troisième groupe avec une moyenne de 21,84mg/g MS), le témoin forment le quatrième avec la moyenne de 19.92 mg/g MS respectivement.

- **Pour le facteur génotypes de pois chiche**, L'analyse statistique divise les génotypes en six groupes homogènes, le génotype FLIP84-94 (31.02 mg/g MS) appartient au premier groupe,, FLIP09-53 (29.118 mg/g MS) appartient au deuxième groupe, les deux génotypes FLIP84-92(28.16 mg/g MS)et FLIP93-93(27.81 mg/g MS) forment le troisième groupe ; FLIP98-41(25.026 mg/g MS) appartient au quatrième groupe, le cinquième groupe est formé par le génotype FLIP 92-92 (22.76.62 mg/g MS) et le dernier par ILC482 (19.63 mg/g MS).

*Des racines

Les résultats sont très hautement significatifs pour le facteur salinité (P=0.000***), hautement significatifs pour le facteur génotype (0.001**), significatifs pour l'interaction F1*F2 (P=0.025*). (Tableau.36, Annexe II)

La teneur en sodium des racines est fortement corrélée négativement avec la salinité ($r = -0,658^{**}$) et faiblement corrélée négativement avec les génotypes de pois chiche ($r = -0,278$). (Tableau.06, Annexe III)

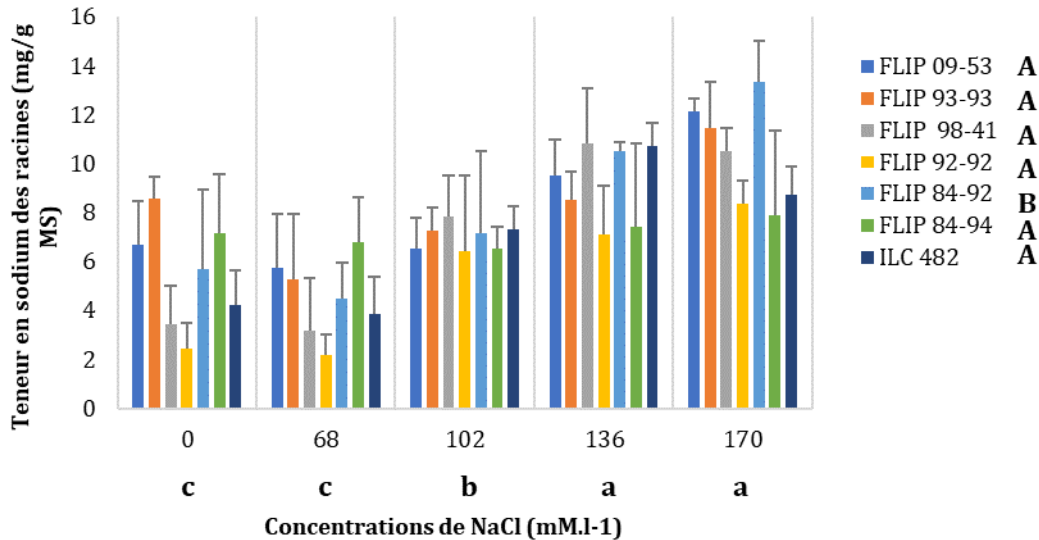


Fig.104. Effet du stress salin sur la teneur en sodium des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS, sont mentionnés dans les histogrammes par des lettres similaires (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les traitements salins se trouvent dans trois groupes homogène, l'augmentation de la teneur en sodium des racines avec celle de la concentration en sodium des solutions d'arrosage de l'ensemble des génotypes est significative on a enregistré la présence de 4.50 mg/g MS chez les racines arrosées par 68 mM 5.45 mg/g MS en absence de sel, ces deux traitements forment le troisième groupe, la valeur devient 6.99 chez le traitement 102 mM qui appartient au deuxième groupe, et les moyennes les plus élevées sont enregistrées chez les deux traitements 136mM(9.22 mg/g MS) et 170mM (10.34 mg/g MS) qui forment le premier groupe.

- **Pour le facteur génotypes**, ils se divisent en deux groupes, les génotypes avec leurs moyennes sont classés par ordres décroissant selon la teneur en sodium de leur racines, les génotypes FLIP84-92 (8.22 mg/g MS) ; FLIP 93-93 (8.21 mg/g MS) ; FLIP09-53 (8.11 mg/g MS) ; FLIP 98-41(7.16 mg/g MS) ; FLIP84-94 (7.15 mg/g MS) ; ILC482 (6.96 mg/g MS), le génotype FLIP84-92 avec une moyenne de 5.29 mg/g MS forme le deuxième groupe.

V.2.2.10. Teneur en potassium K⁺

*Des feuilles

Selon l'analyse statistique (Tableau.37, Annexe II), les résultats sont très hautement significatifs pour F1 et F2 (P=0.000***), hautement significatifs pour leur interaction (P=0.001**)

La teneur en potassium des feuilles est fortement corrélée négativement avec la salinité (r=-0,651**) et faiblement corrélée négativement avec les génotypes de pois chiche (r=-0,106). (Tableau.06, Annexe III)

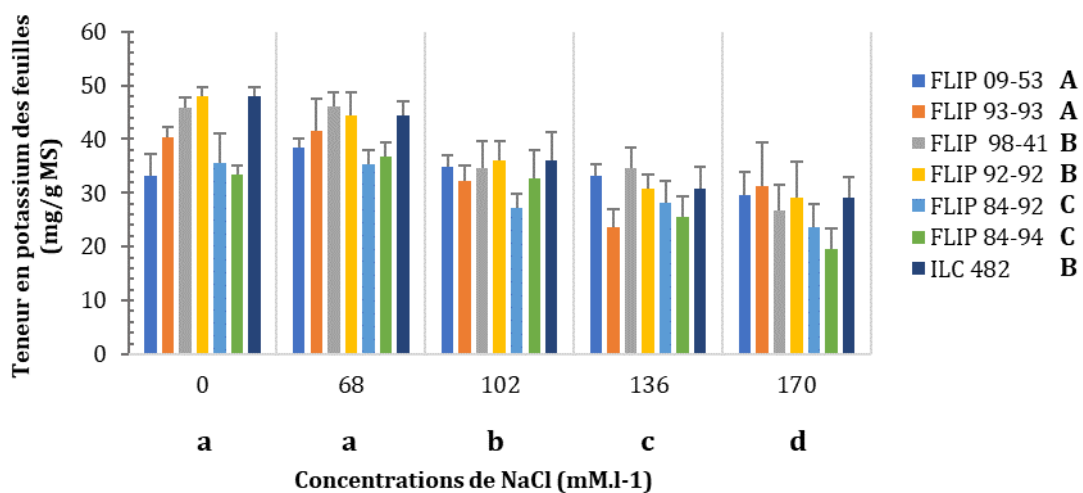


Fig.105. Effet du stress salin sur la teneur en potassium des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, plus la solution d'arrosage s'enrichit en NaCl plus la teneur en potassium des feuilles ne diminue, la teneur la plus élevée est enregistrée chez le témoin (39.41 mg/g MS) suivie par celle du traitement 68 mM.l-1 (39.10 mg/m MS), ces deux concentrations forment le premier groupe, puis la teneur diminue significativement pour devenir 32.81 mg/g MS chez le traitement 102 mM.l-1 ; 29.98 chez le traitement 136 mg/g MS ; et 27.21 mg/g MS.

- **Pour le facteur génotypes de pois chiche**, la teneur en potassium des feuilles diffère d'un génotype à l'autre ce qui est révélé par l'analyse statistique, les deux génotypes FLIP92-92 et FLIP98-41 constituent le premier groupe avec des moyennes de teneurs sous les cinq traitements salin de 37.69 et 37.56 mg/g MS respectivement, la différence entre les trois génotypes FLIP09-53,FLIP93-93,ILC482 est non significative ,

ils appartiennent au deuxième groupe avec des teneurs de 33,8515 ; 33,7465 et 33,5503 mg/g MS respectivement , le troisième et le dernier groupe est constitué par les deux génotypes FLIP84-92 et FLIP 84-94 et leurs taux sont 29,9618 et 29,5649 mg/g MS respectivement.

***Des racines**

La figure montre des différences en teneur de sodium des racines des sept génotypes sous les cinq traitements salins. Ce qui est confirmé par les résultats de l'analyse statistique dans le (tableau.38, Annexe II), qui sont très hautement significatifs pour F1 (P=0.000***), hautement significatif pour F2 (P=0.003**), significatifs pour l'interaction F1*F2 (0.014*).

La teneur en potassium des racines est fortement corrélée négativement avec la salinité (r= -0,415**) et faiblement corrélée négativement avec les génotypes de pois chiche (r= -0,083). (Tableau.06, Annexe III)

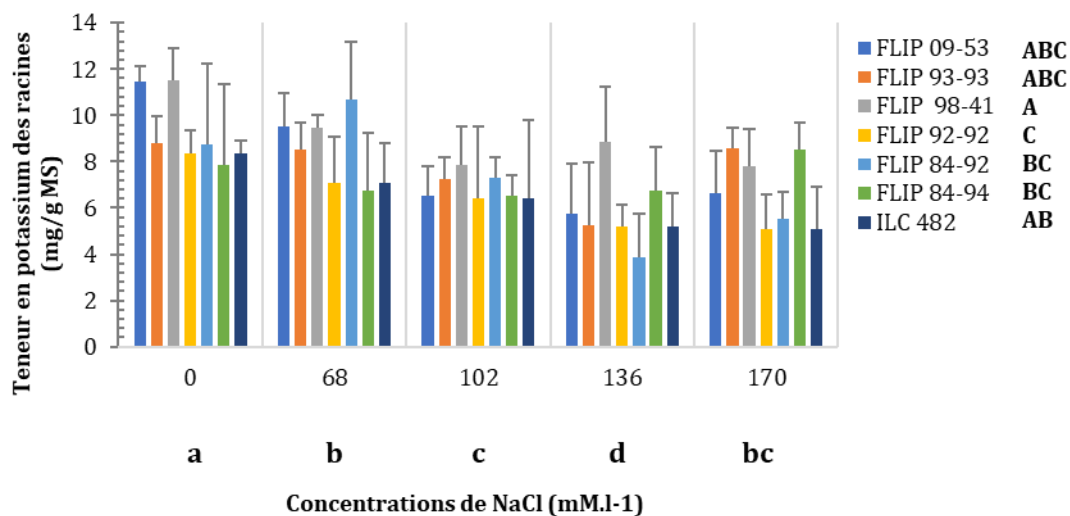


Fig.106. Effet de la salinité sur la teneur en potassium des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, chaque traitement salin appartient à un groupe différent de l'autre et les valeurs passent significativement de 9.72 mg/g MS chez le témoin à 8.60 mg/g MS chez 68 mM à 7.59 mg/gMS pour le traitement 170 mM vers 6.99 mg/gMS chez 102 mM ; et la chute de la teneur jusqu'à 5.74 mg/g MS chez le traitement 136mM.

• **Pour le facteur génotypes**, cinq groupes sont distingués la teneur en potassium la plus élevée est enregistrée chez le FLIP98-41 (9.093 mg/g MS), suivie par le génotype ILC 482 (8.42 mg/g MS) qui appartient au deuxième groupe, le troisième groupe est constitué par les deux génotypes FLIP09-53 et FLIP93-93 et leurs moyennes de teneur en potassium de leurs racines sont 7.98 et 7.67 mg/g MS respectivement, le quatrième groupe est formé par les deux génotypes FLIP84-94 (7.28 mg/g MS) et FLIP84-92 (7.23 mg/g MS), la teneur des racines en potassium la plus faible est enregistrée chez le génotype FLIP 92-92 (6.42 mg/g MS) sous les cinq traitements salins.

V.2.2.11. Teneur en calcium Ca⁺²

*Des feuilles

Les résultats sont très hautement significatifs quelques soit pour les deux facteurs ou pour leur interaction(P=0.000***). (Tableau.39, Annexe II)

La teneur en calcium des feuilles est fortement corrélée négativement avec la salinité (r= -0,729**) et faiblement corrélée négativement avec les génotypes de pois chiche (r= -0,323). (Tableau.06, Annexe III)

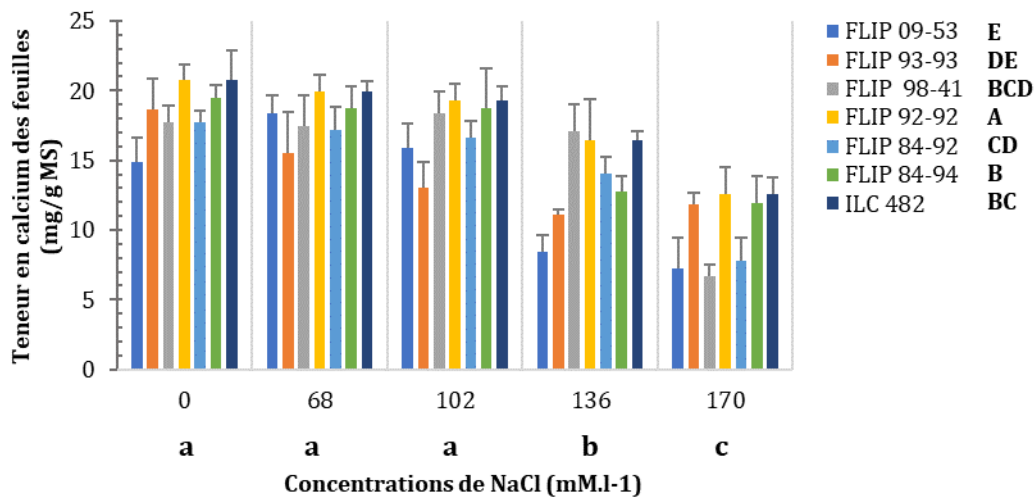


Fig.107. Effet du stress salin sur la teneur en calcium des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur Salinité**, trois groupes différents sont distingués les trois traitements 0, 68, et 102 mM.l-1 appartiennent au premier groupe les moyennes des sept génotypes sous ces traitements sont de 18.14 ; 18.05 ; 17.04 mg/g MS, le traitement 136 mM.l-1 a causé une diminution significative et la moyenne devient 13.84 mg/g MS ;

la chute de la teneur en ajoutant 170 mM.I-1 est elle aussi significative et la moyenne est de 9.49mg/g MS.

•**Pour le facteur génotypes de pois chiche**, chaque génotype constitue un groupe propre, donc sept groupes homogènes sont distingués, leur classement par ordre décroissant est le suivant , la teneur la plus élevée est enregistrée chez le génotype FLIP92-92 (17.81 mg/g MS), ensuite le génotype FLIP 84-94 (16.32 mg/g MS) , et ILC 482 mg/g MS, après en quatrième position se trouve le FLIP 98-41 (15.47 mg/g MS), le cinquième groupe est formé par le génotype FLIP 84-92 (14.68 mg/g MS), le FLIP 93-93 appartient au sixième groupe avec une moyenne de (14.03 mg/g MS) sous les cinq traitements salins, la teneur la plus faible en potassium e »st enregistrée chez le génotype FLIP 09-53 (12.96 mg/g MS).

***Des racines**

Les résultats sont très hautement significatifs quelques soit pour les deux facteurs ou pour leur interaction (P=0.000***). (Tableau.40, Annexe II)

La teneur en calcium des racines est fortement corrélée négativement avec la salinité (r= -0,729**) et faiblement corrélée négativement avec les génotypes de pois chiche (r=0,323). (Tableau.06, Annexe III)

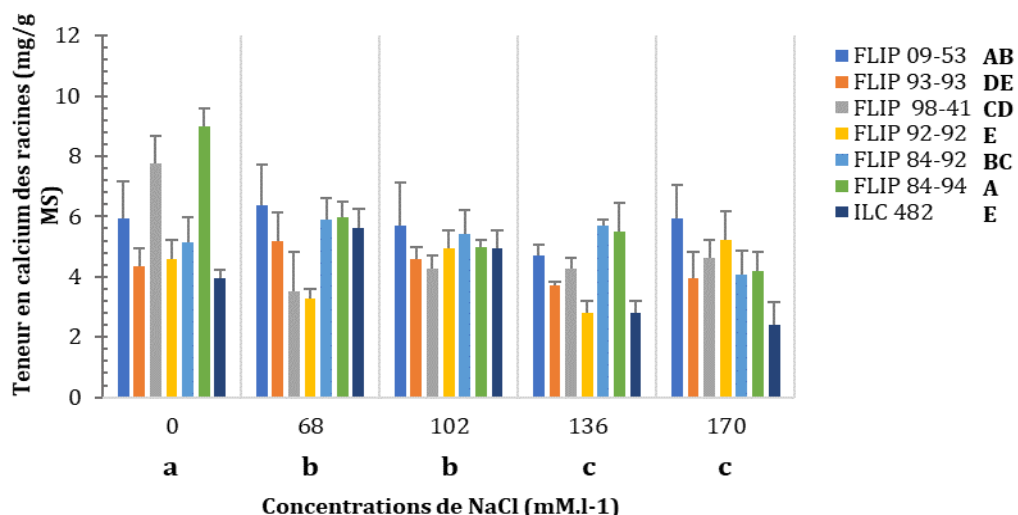


Fig.108. Effet du stress salin sur la teneur en calcium des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

•**Pour le facteur salinité**, c’est chez les racines en absence de sel qu’on a enregistré la teneur la plus élevée en potassium (5.818 mg/g MS), ensuite la teneur

diminue significativement en appliquant 68 et 102 mM.l-1 qui forment le deuxième groupe et les teneurs sont 5.11 et 4.98 mg/g MS), la teneur continue à diminuer chez les deux traitements 136 (4.35 mg/g MS) et 170 mM.l-1 (4.20 mg/g MS) qui constituent le troisième groupe.

• **Pour le facteur génotypes de pois chiche**, ils se trouvent dans six groupes différents, les génotypes FLIP84-94(5.92 mg/g MS) ; FLIP 09-53 (5.73 mg/g MS) ; FLIP 84-92 (5.24 mg/g MS) ; FLIP98-41 (4.88 mg/g MS) ; FLIP93-93 (4.35 mg/g MS) forment le premier groupe ; alors que le deuxième groupe est constitué par les deux génotypes FLIP92-92 (4.18 mg/g MS) et ILC 482 (3.95 mg/g MS).

V.2.2.12. Ratio K⁺/Na⁺

*Des feuilles

Les résultats sont très hautement significatifs quel que soit pour les des facteurs où pour leur interaction(P=0.000***). (Tableau.41, Annexe II)

Le ratio K/Na des feuilles est fortement corrélé négativement avec la salinité (r= -0,623**) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche (r=0,342). (Tableau.06, Annexe III)

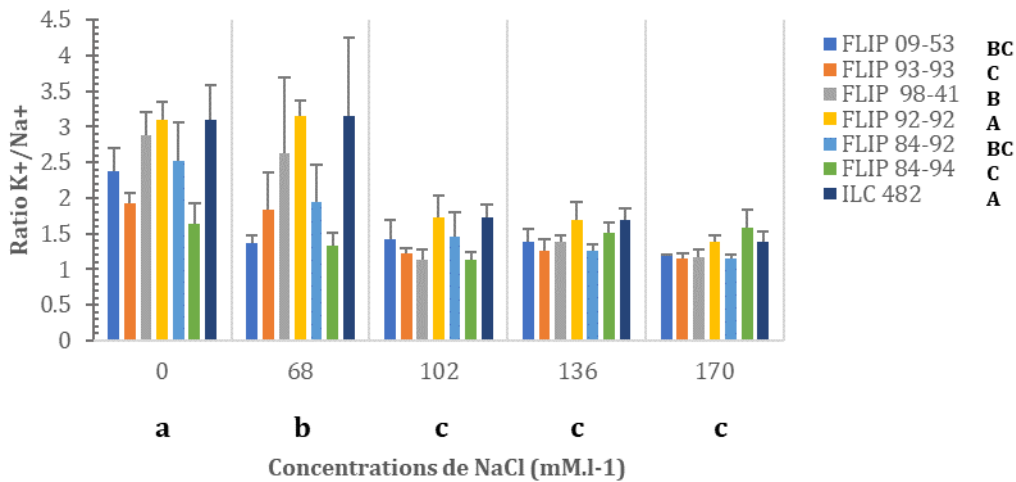


Fig.109. Effet du stress salin sur le ratio K⁺/Na⁺ des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, trois groupes sont distingués le ratio le plus élevé est enregistré en absence de salinité (2.559), l'ajout de 68 mM de NaCl à la solution d'arrosage a causé une diminution significative de ce ratio (2.258), les trois traitements

102 ; 136 ; 170 mM.l-1 appartiennent au troisième groupe et leurs ratios sont : 1.457 ; 1.398 ; 1.298 respectivement.

- **Pour le facteur génotypes de pois chiche**, ils se trouvent dans quatre groupes différents, le premier groupe est formé par les deux génotypes ILC482 et FLIP92-92 avec des moyennes de ratio de 2.37 et 2.21 respectivement, le génotype FLIP 98-41 appartient au deuxième groupe (1.84) , les deux génotypes FLIP84-92 et FLIP09-53 avec des ratio de 1,67 et 1.55 respectivement, la différence est non significative entre les deux génotypes FLIP93-93 et FLIP 84-94 qui forment le dernier groupe les moyennes de ratio sous les cinq traitements salins sont 1.48 et 1.44 respectivement.

***Des racines**

Les résultats sont très hautement significatifs quelques soit pour les des facteurs où pour leur interaction(P=0.000***). (Tableau.42, Annexe II)

Le ratio K/Na des racines est fortement corrélé négativement avec la salinité (r= -0,623**) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche (r=0,342). (Tableau.06, Annexe III)

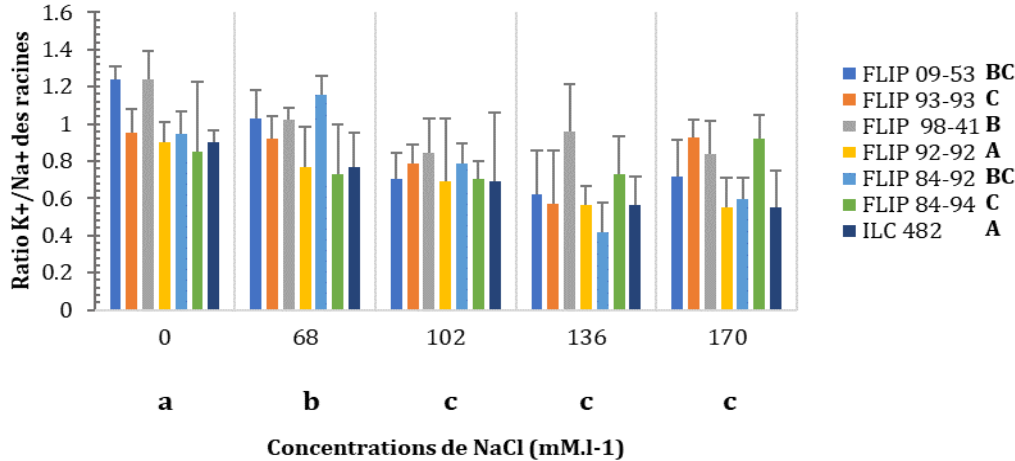


Fig.110. Effet du stress salin sur le ratio K⁺/Na⁺ des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, la diminution de la teneur en potassium des racines de l'ensemble des génotypes avec l'accroissement de la concentration de NaCl dans les solutions d'arrosage est significative, trois groupes sont révélés par l'analyse statistique le témoin avec une moyenne de ratio de 2.56 constitue le premier groupe, une moyenne de ratio de 2.25 est enregistrée chez le traitement 68 mM.l-1 qui appartient au

deuxième groupe, les trois traitements 136mM (1.46) ; 102 mM(1.40) et 170mM.l-1 (1.29) avec une diminution non significative constituent le troisième groupe.

• **Pour le facteur génotypes**, ils se trouvent dans quatre groupes différents, les deux génotypes ILC 482, ILC92-92 appartiennent au premier groupe avec les teneurs les plus élevées en potassium de leurs racines (2.37 et 2.21 respectivement), le génotype FLIP98-41 avec une teneur de 1.84 mg/g MS appartient au deuxième groupe, la différence est non significative entre les deux génotypes FLIP84-92 (1.67) et FLIP09-53 (1.55), enfin le quatrième groupe est constitué par les deux génotypes FLIP93-93 (1.48) et FLIP84-94 (1.44).

V.2.2.13. Ratio $\text{Ca}^{+2}/\text{Na}^{+}$

*Des feuilles

Les résultats sont très hautement significatifs quelques soit pour les des facteurs où pour leur interaction($P=0.000^{***}$). (Tableau.43, Annexe II)

Le ratio Ca/Na des feuilles est fortement corrélé négativement avec la salinité ($r= -0,735^{**}$) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche ($r=0,388$). (Tableau.06, Annexe III)

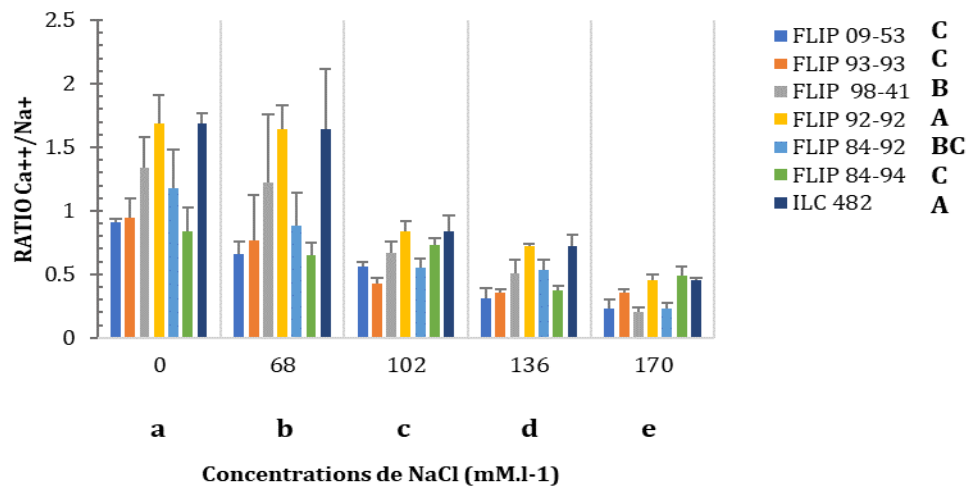


Fig.111. Effet du stress salin sur le $\text{RATIO Ca}^{+2}/\text{Na}^{+}$ des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité, chaque** traitement appartient à un groupe différent, l'enrichissement de la solution d'arrosage en NaCl cause une diminution significative les valeurs passent de 1.211 chez le témoin à 1.08 chez le traitement 68 mM.l-1, et 0.65 chez

102 mM.l-1 ensuite 0.51 chez 136 et enfin la valeur la plus faible chez 170 mM.l-1 (0.324).

- **Pour le facteur génotypes**, quatre groupes différents sont révélés d'après l'analyse statistique, la différence entre les deux génotypes FLIP92-92 et ILC482 est non significative puisqu'ils forment le premier groupe (1.068 et 1.038), le génotype FLIP98-41 constitue le deuxième groupe (0.79) le génotype Flip 84-92 vient en troisième position avec une moyenne de 0.67 sous les cinq traitements salins, la différence est non significative entre les trois traitements FLIP84-94 , FLIP 93-93 et FLIP 09-53 qui constituent le dernier groupe et leurs ratio sont de 0.616 ; 0.5684 ; et 0.5355 respectivement.

***Des racines**

Les résultats sont très hautement significatifs pour le facteur salinité (P=0.000***), non significatifs pour le facteur génotypes (P=0.050 NS), significatifs pour leur interaction(P=0.038*). (Tableau.44, Annexe II)

Le ratio Ca/Na des racines est moyennement corrélé négativement avec la salinité (r= -0,592**) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche (r=-,169). (Tableau.06, Annexe III)

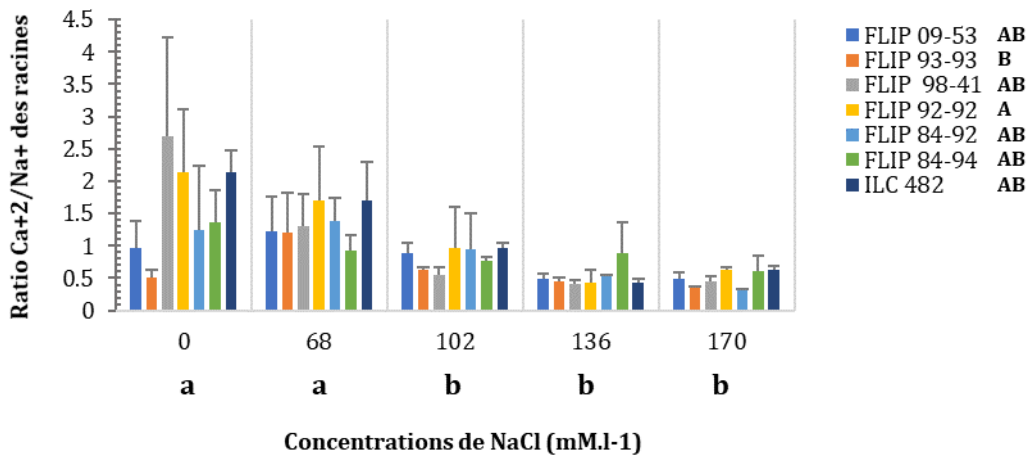


Fig.112. Effet du stress salin sur le RATIO Ca²⁺/Na⁺ des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, deux groupes sont distingués, ce ratio diminue d'une manière non significative en ajoutant 68 mM.l-1 et sa valeur passe de 1.42 à 1.33 ; puis la diminution devient significative en appliquant le traitement 102mm.l-1 (0.77) puis la

diminution est de nouveau non significative chez 136 et 170 mM.l-1 (0.49 et 0.44 respectivement ces trois dernier traitements forment le deuxième groupe homogène.

• **Pour le facteur génotypes**, il se répartissent en trois groupes différents, le premier est formé par le FLIP 92-92 (1.17), les génotypes FLIP98-41 (1.08) ; FLIP84-94 (0.91) ; FLIP84-92 (0.88) ; FLIP09-53 (0.8) ; ILC 482 (0.77) forment le deuxième groupe ; et le FLIP93-93 (0.63) appartient au troisième groupe.

V.2.3. Composantes de rendement

V.2.3.1. Nombre de fleurs/plants

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1, F2 (P=0.000***), non significatifs pour l'interaction. (Tableau.45, Annexe II)

La corrélation entre la salinité et le nombre de fleurs/plant est hautement significative et négative ($r = -0,645^{**}$) ; et elle est faible et négative avec les génotypes de pois chiche ($r = -0,137$). (Tableau.07, Annexe III)

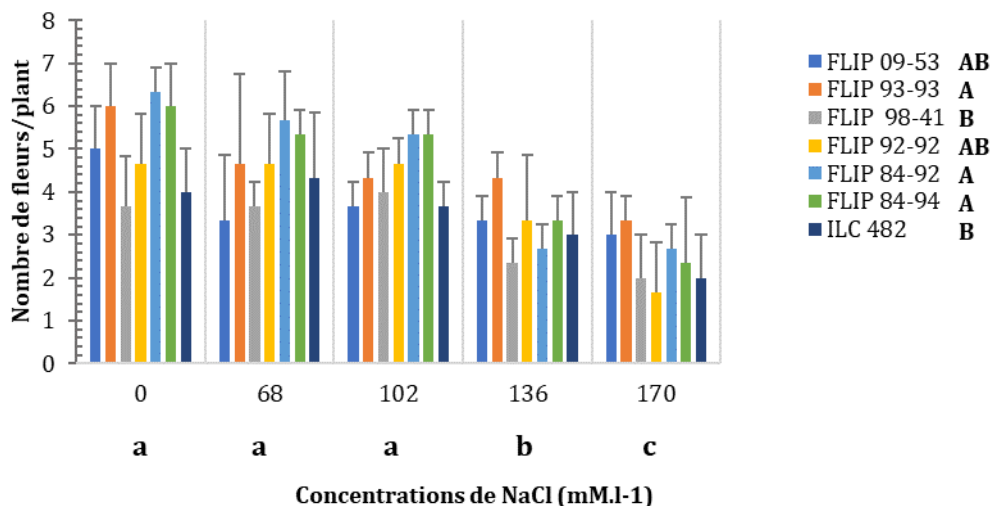


Fig.113. Effet du stress salin sur le nombre de fleurs des sept génotypes de pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, les traitement salin sont divisés en trois groupes différents, le témoin, le 68 et le 102 mM forment le premier groupe avec de moyennes de 5.09 ; 4.52 ; 4.42 de fleurs respectivement, le 136 mM a causé une diminution significative (3.19) et le 170 a également causé une diminution significative du nombre de fleurs par plants (2.42).

• **Pour le facteur génotypes**, ils se regroupent en trois groupes différents les FLIP0953 ; ILC482 ; FLIP9841 (4.53 ;4.53 ;4.46) forment le premier groupe ; le FLIP92-92 et FLIP09-53 appartiennent au deuxième groupe (3.80 ;3.66) et le dernier groupe regroupe les deux génotypes ILC842 et FLIP98-41 (3.4 et 3.13).

V.2.3.2. Nombre de gousses /plant



Fig.114. Nombre de gousses par plant chez le génotype FLIP84-92 (cliché Gaid,2017)

L'analyse statistique a révélé que ce paramètre est influencé par les deux facteurs et les résultats sont très hautement significatifs pour le facteur salinité ($P=0.000^{***}$), hautement significatifs pour le facteur génotypes ($P=0.001^{**}$), mais non significatifs pour l'interaction F1*F2 ($P=0.988^{NS}$). (Tableau.46, Annexe II)

Le nombre de gousses/plant est fortement corrélé négativement avec la salinité ($r= -0,591^{**}$) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche ($r= -0,077$). (Tableau.07, Annexe III)

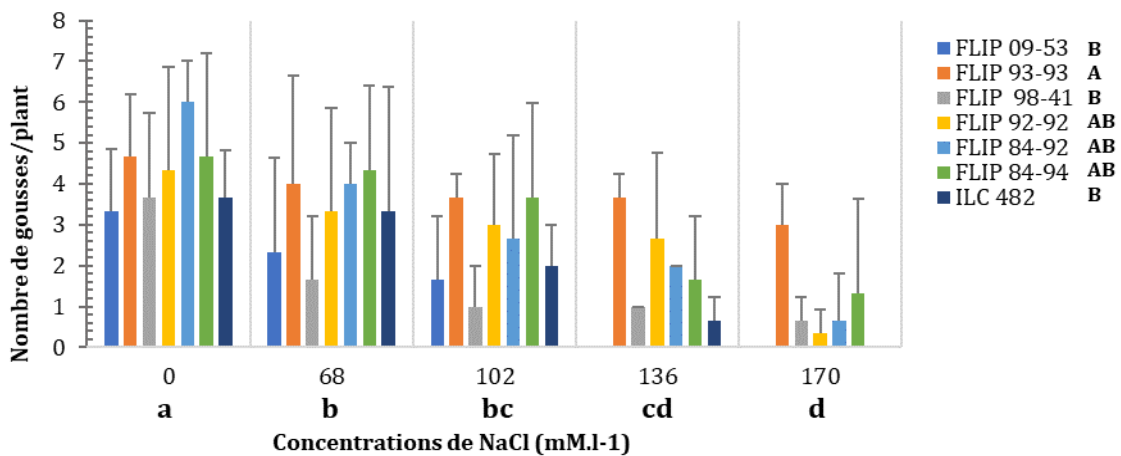


Fig.115. Effet du stress salin sur le nombre de gousses/plant.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, chaque traitement salin appartient à un groupe différent de l'autre (cinq groupes homogènes sont révélés), le nombre de gousse le plus élevé est produit en absence de salinité (la moyenne des sept génotypes est de 4.33 gousses), suivi par le traitement 68/ mM.l-1 (3.29), et 102 mM.l-1 (2.52), ensuite vient le traitement 136mM.l-1 avec une moyenne de 1.66 et le nombre diminue significativement à 0.86 chez le traitement 170mM.l-1.

- **Pour le facteur génotypes**, ils se répartissent en trois groupes différents le Flip93-93 produit plus de gousses et sa moyenne est de 3.80 gousses sous les cinq traitements salins, la différence est non significative entre les trois génotypes Flip 84-94, Flip 84-92, et Flip 92-92 qui forment le deuxième groupe avec des moyennes de 3.13;3.066; 2.733 gousses respectivement et le dernier groupe est constitué par l'ILC482, Flip 98-41, et Flip 09-53 avec des moyennes de 1.933 ; 1.60 ; et 1.466 respectivement.

V.2.3.3. Poids total des gousses

Les résultats de ce paramètre sont très hautement significatifs pour F1 et F2 (P=0.000***) alors que pour leur interaction F1*F2 ils sont non significatifs (P=0.509 NS). (Tableau.47, Annexe II)

Le poids de gousses/plant est fortement corrélé négativement avec la salinité (r= -0,642**) et faiblement corrélé négativement avec les génotypes de pois chiche (r= -0,087). (Tableau.07, Annexe III)

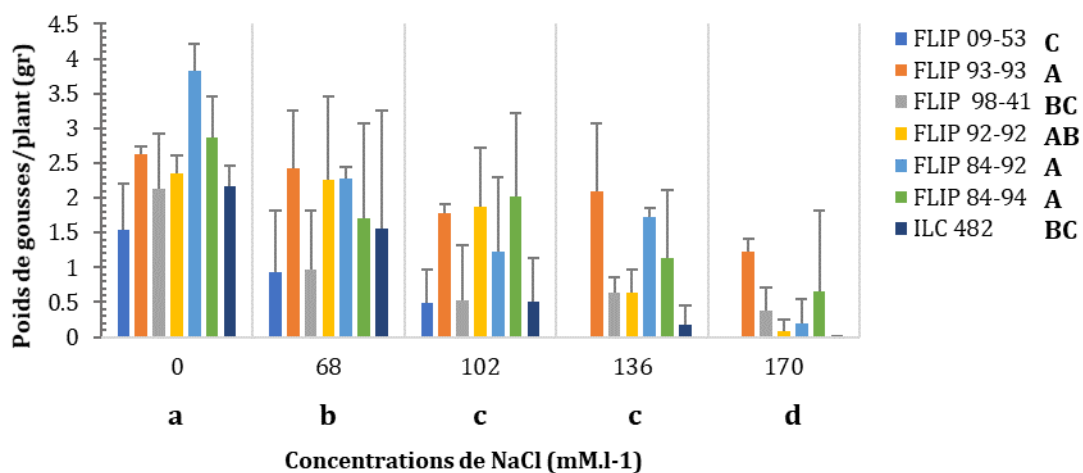


Fig.116. Effet du stress salin sur le poids de gousses/plant.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité, quatre** groupes sont révélés le poids le plus élevé est enregistré en absence de salinité (2.498 gr), alors que le deuxième groupe est formé par le traitement 68 mM.l-1 (1.73 gr), les deux traitement 102 et 136 mM.l⁻¹ dont la différence est non significative forment le troisième groupe avec des moyennes de poids de 1.20 et 0.91 gr respectivement, le dernier groupe avec le poids le plus faible (0.36 gr) est représenté par le traitement 170 mM.l-1.

• **Pour le facteur génotypes du pois chiche**, ils se trouvent dans quatre groupes différents, la différence est non significative entre les trois génotypes FLIP93-93, FLIP84-92 et FLIP84-94 qui constituent le premier groupe et leurs moyennes de poids de gousses sous les cinq traitements sont 2.03 ; 1.85 ; 1.67 gr respectivement, le deuxième groupe est constitué par le génotype Flip 92-92 avec une moyenne de 1.44gr, le troisième groupe est formé par les deux Génotypes Flip98-41 et ILC482 et les moyennes des poids de leurs gousses sont 0.93 et 0.88 gr respectivement, le FLIP09-53 appartient au dernier groupe avec le poids le plus faible de ses gousses sous les cinq traitements salins (0.59 gr).

V.2.4. Réponse biochimique

V.2.4.1. Teneur en chlorophylles



Fig.117. Effet de la salinité sur la pigmentation des feuilles en chlorophylle chez le génotype Flip 84-92. (Cliché Gaid,2017)

***Chlorophylle a**

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, F2 ($P=0.000^{***}$), mais non significatifs pour leur interaction ($P=0.759$ NS). (Tableau.48, Annexe II)

La teneur en chlorophylle a est fortement corrélée négativement avec le facteur salinité ($r=-0,813^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,215^{**}$). (Tableau04, Annexe III)

La teneur en chlorophylle a entre les différentes variétés est représentée dans les histogrammes suivants :

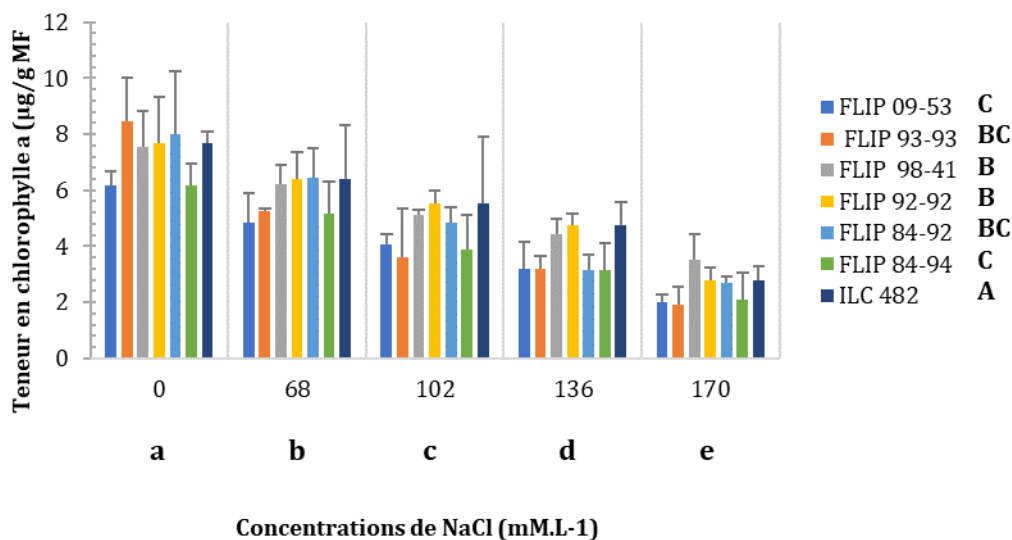


Fig.118. Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle a.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

D'après la figure118, une régression dans la teneur en chlorophylle a suivant l'augmentation des traitements salins est marquée pour l'ensemble des génotypes.

- **Pour le facteur salinité**, on peut observer cinq groupes homogènes, la différence est significative entre toutes les concentrations dont chacune appartient à un groupe homogène. La moyenne la plus élevée est enregistrée chez le témoin ($7.6278 \mu\text{g.g}^{-1}$ MF) suivi par la concentration 68mM.l^{-1} avec une moyenne de $5.9519 \mu\text{g.g}^{-1}$ MF. Le dernier groupe est constitué par la concentration 170mM.l^{-1} dont la teneur en chlorophylle a est la plus faible $2.5935 \mu\text{g.g}^{-1}$ MF.

La teneur passe significativement de 7.05 jusqu'à 2.5935 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF.

- **Pour le facteur génotypes**, quatre groupes différents sont distingués, la moyenne de la teneur la plus élevée est enregistrée chez le génotype ILC482(6.2983 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF) , suivie par les génotypes FLIP9292C (5.4292 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF),FLIP9841C(5.3503 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF) qui appartiennent au même groupe , ensuite les deux génotypes FLIP8492(5.0285 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF), FLIP9393 (4.4798 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF) où la différence est non significative aussi, le dernier groupe est formé par FLIP84-94 (4.0931 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF))et par FLIP09-53(4.0515 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF)

***Chlorophylle b**

L'analyse de variance de ce paramètre montre que la teneur en chlorophylle b est fortement conditionnée par les variations de la solution saline et par la nature des génotypes ($P=0.000^{***}$), mais non significatifs pour leur interaction ($P=0.242$ NS). (Tableau.49, Annexe II)

La teneur en chlorophylle b est fortement corrélée négativement avec le facteur salinité ($r=-0,810^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,081$). (Tableau04, Annexe III)

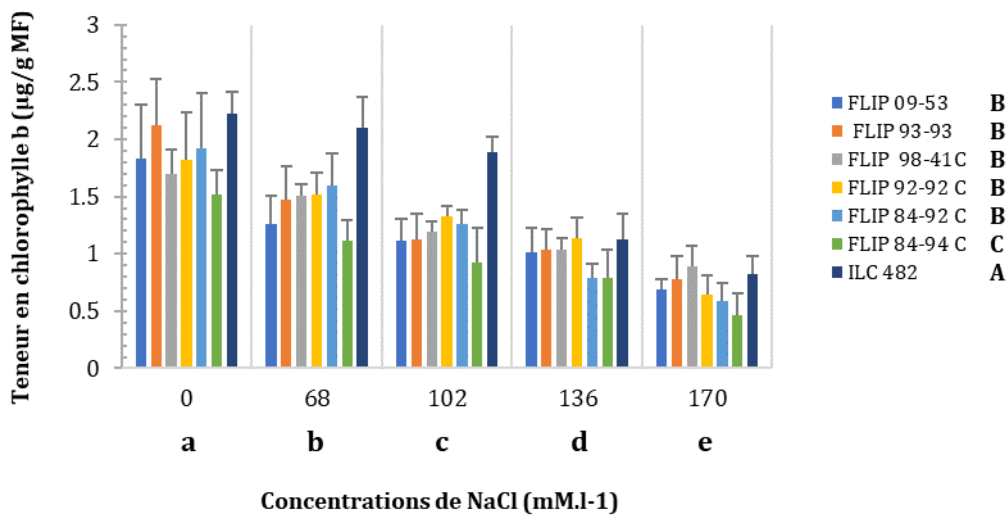


Fig.119. Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle b.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- Pour le facteur salinité, cinq groupes sont distingués 0mM (1.8764) ; 68mM (1.5117) ; 102mM (1.2615) ; 136mM (0.9884) ; 170mM (0.6968 $\mu\text{g.g}^{-1}$ MF).

- Pour le facteur génotypes, trois groupes sont distingués la teneur la plus élevée est enregistrée chez le génotype ILC 482 ($1,6313 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; le deuxième groupe est constitué par les génotypes FLIP93-93 ($1,3051 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; FLIP92-92 ($1,2873 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; FLIP98-41 ($1,2657 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; FLIP84-92 ($1,2330 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; FLIP09-53 ($1,1841 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; et le dernier groupe par FLIP84-94 ($0,9623 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF).

***Chlorophylle totale**

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, F2 ($P=0.000^{***}$), mais non significatifs pour leur interaction ($P=0.708$ NS). (Tableau.50, Annexe II)

La teneur en chlorophylle totale est fortement corrélée négativement avec le facteur salinité ($r=-0,823^{**}$), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes ($r=0,195^*$). (Tableau04, Annexe III)

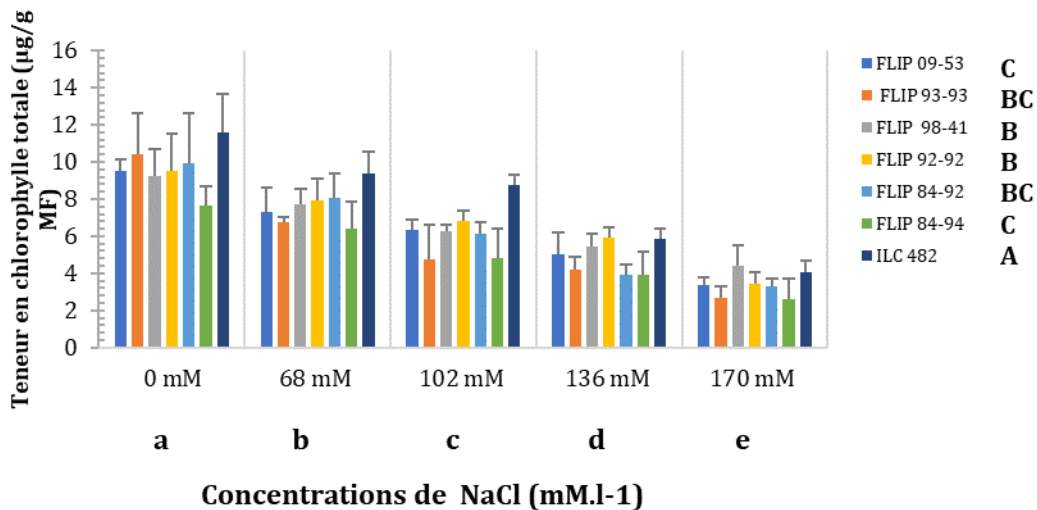


Fig.120. Effet du stress salin sur la teneur en chlorophylle totale.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, cinq groupes le témoin avec une moyenne de $9,4854 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF forme le premier groupe suivi par le traitement 68mM ($7,4870 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; 102mM ($6,1026 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; 136mM($4,7839 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF) ; 170mM ($3,2903 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ MF)

- **Pour le facteur génotypes**, ils se trouvent en quatre groupes le ILC482 ($7,9296$) appartient au premier groupe, les deux génotypes FLIP92-92 ($6,7165$) et FLIP98-41 ($6,6199$) forment le deuxième groupe ; le troisième groupe est constitué par les deux

génotypes FLIP84-92 (6,2615) et FLIP93-93 (5,7586) le dernier groupe est constitué par les deux génotypes FLIP09-53 (5,2356) et FLIP84-94 (5,0871).

***Caroténoïdes**

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour les deux facteurs F1 et F2 (P=0.000***) et non significatifs pour l'interaction F1*F2 (P=0.548 NS). (Tableau.51, Annexe II)

La teneur en caroténoïdes est fortement corrélée négativement avec le facteur salinité (r=-0,818**), et faiblement corrélée avec le facteur génotypes (r=0,198*).(Tableau04, Annexe III)

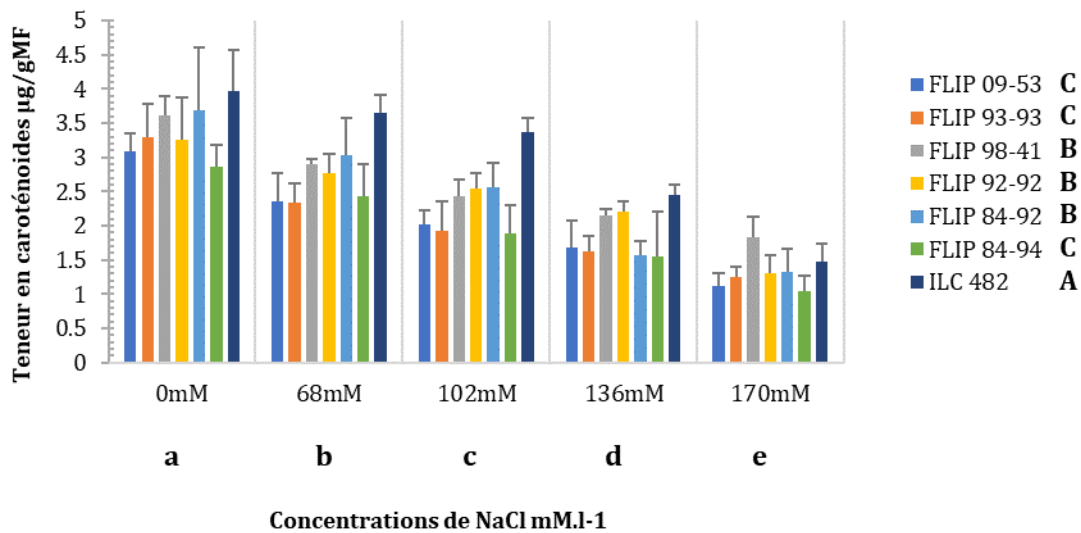


Fig.121. Effet du stress salin sur la teneur en caroténoïdes.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, les concentrations sont séparés significativement en cinq groupes la teneur la plus élevée chez le témoin (3,39 µg.g⁻¹ MF), suivi par 68 Mm (2,78 µg.g⁻¹ MF) ; ensuite 102 mM (2,39 µg.g⁻¹ MF), et 136mM (1.89 µg.g⁻¹ MF) et la teneur la plus faible chez le traitement 170 mM (1.34 µg.g⁻¹ MF).

• **Pour le facteur génotypes**, trois groupes le ILC482 présente la teneur la plus élevée en caroténoïdes (2.98 µg.g⁻¹ MF), les génotypes FLIP98-41(2.58 µg.g⁻¹ MF) ;FLIP84-92 (2.44µg.g⁻¹ MF) ;FLIP92-92(2.42 µg.g⁻¹ MF) forment le deuxième groupe , et les trois génotypes FLIP93-93(2.09µg.g⁻¹ MF) ; FLIP09-53(2,05 µg.g⁻¹ MF) ;FLIP84-94 (1.96 µg.g⁻¹ MF) forment le dernier groupe.

V.2.4.2. Teneur en sucres solubles

*Des feuilles

La synthèse des sucres solubles est fortement influencée par les deux facteurs ($P=0.000^{***}$), l'interaction F1*F2 est hautement significatif ($P=0.008^{**}$). (Tableau.52, annexe II)

La teneur en sucres solubles des feuilles est fortement corrélée avec le facteur salinité ($r=0,712^{**}$), et faiblement corrélée négativement avec le facteur génotypes ($r=0,173$). (Tableau04, Annexe III)

L'augmentation de la teneur en sucres solubles chez l'ensemble des génotypes avec l'augmentation du NaCl est nettement claire dans la figure ci-dessous.

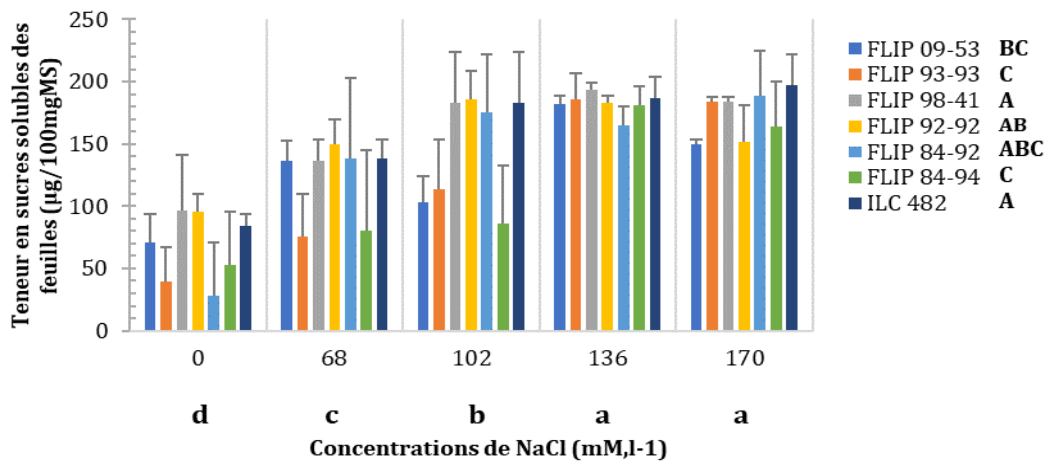


Fig.122. Effet du stress salin sur la teneur en sucres solubles des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, quatre groupes différents sont révélés par l'analyse statistique, la teneur la plus élevée chez le traitement 136 mM ($182,48\mu\text{g}/100\text{mgMS}$) et 170 mM ($174,11\mu\text{g}/100\text{mgMS}$) qui appartiennent au premier groupe, suivie par 102 mM ($147,15\mu\text{g}/100\text{mgMS}$), le troisième groupe est représenté par 68mM ($122,12\mu\text{g}/100\text{mgMS}$), et le témoin présente le dernier groupe avec la teneur la plus faible ($66,89\mu\text{g}/100\text{mgMS}$).

- **Pour le facteur génotypes**, ils se trouvent dans cinq groupes différents les deux génotypes FLIP98-41 et ILC482 constituent le premier groupe avec les teneurs

$158,53\mu\text{g}/100\text{mgMS}$ et $174,11\mu\text{g}/100\text{mgMS}$ respectivement, le FLIP92-92 avec une teneur de $153,01\mu\text{g}/100\text{mgMS}$ appartient au deuxième groupe, suivi par le FLIP84-92

(139,06 $\mu\text{g}/100\text{mgMS}$), ensuite le FLIP09-53 (119,8038 $\mu\text{g}/100\text{mgMS}$), le cinquième groupe est constitué par les deux génotypes FLIP93-93 et FLIP84-94 et leurs teneurs sont de 119.80 et 113.04 $\mu\text{g}/100\text{mgMS}$ respectivement.

***Des racines**

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1 et F2 ($P=0.000^{***}$), et non significatifs pour leur interaction ($P=0.19$ NS). (Tableau.53, Annexe II)

La teneur en sucres solubles des racines est moyennement corrélée avec le facteur salinité ($r=0,516^{**}$), et faiblement corrélée négativement avec le facteur génotypes ($r=0,350^{**}$). (Tableau04, Annexe III)

Les moyennes des teneurs en sucres solubles des racines sont représentées dans les histogrammes ci-dessous.

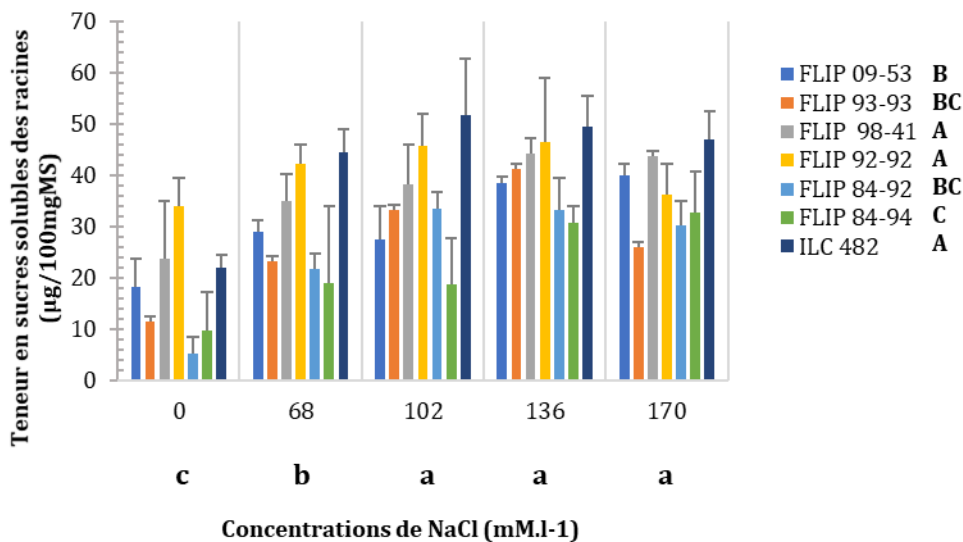


Fig.123. Effet du stress salin sur la teneur en sucres solubles des racines de pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, trois groupes différents sont distingués les traitements 136 ,170 ,102 mM forment le premier groupe avec les moyennes de teneur des sept génotypes de 40,55 ; 36,60 ; 35,561 $\mu\text{g}/100\text{mgMS}$; le deuxième groupe est constitué par le traitement 68 mM avec une moyenne de 30.65 $\mu\text{g}/100\text{mgMS}$, le dernier groupe est constitué par le témoin qui présente la teneur la plus faible en sucres solubles de leur racines (17.74 $\mu\text{g}/100\text{mgMS}$).

•Pour le facteur génotypes, quatre groupes sont révélés d'après l'analyse statistique. Les génotypes avec leurs moyennes ILC482 (42,97 µg/100mgMS) ; FLIP92-92 (40,95 µg/100mgMS) ; FLIP98-41 (37,02 µg/100mgMS) forment le premier groupe homogène ; le génotype FLIP09-53 (30,64 µg/100mgMS) appartient au deuxième groupe, les deux génotypes FLIP93-93 ; FLIP84-92 constituent le troisième groupe et leurs taux sont respectivement (27.01et 24.80 µg/100mgMS) ; le dernier groupe est formé par le génotypeFLIP84-94 (22.16 µg/100mgMS).

V.2.4.3. Ratio teneur en sucres solubles des feuilles/teneur en sucres solubles des racines

*Des feuilles

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, F2 et leur interaction (P=0.000***). (Tableau.54, Annexe II)

Le ratio de la teneur des sucres solubles des feuilles / la teneur en sucres solubles des racines est faiblement corrélée avec le facteur salinité (r=0,287**), et faiblement corrélé négativement avec le facteur génotypes (r=-0,250*). (Tableau04, Annexe III)

Les moyennes du ratio teneur en sucres solubles des feuilles / teneur en sucres solubles des racines sont représentées dans la figure suivante.

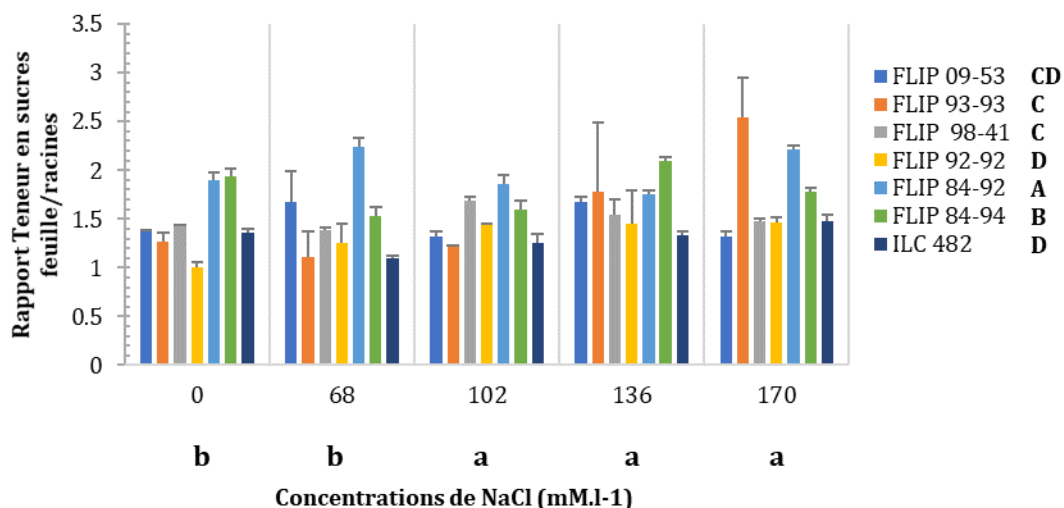


Fig.124. Ratio Teneur en sucres solubles des feuilles/Teneur en sucres solubles des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, une augmentation significative de ce ratio en augmentant les concentrations de NaCl, ces dernières se regroupent en deux groupes différents, les ratios les plus élevée chez 170mM (1.76) suivi par 136 mM (1.66) ; Les traitements 102 mM (1.48) ; 68mM (1.47) et le témoin (1.47) constituent le deuxième groupe.

- **Pour le facteur génotypes**, ils se répartissent en cinq groupes le FLIP8492C possède le ratio le plus élevé (1.99) ; suivie par le FLIP8494 (1.79) ; ensuite les deux génotypes FLIP9393 et FLIP9841 qui forment le troisième groupe avec les ratios (1.58 et 1.50) ; le quatrième groupe est formé par le FLIP0953 (1.48) ; et les deux génotypes FLIP9292 et ILC482 forment le dernier groupe (1.32 ; 1.30).

V.2.4.4. Teneur en proline des feuilles et des racines

*Des feuilles

Les résultats sont significatifs pour le facteur génotypes ($P=0.037^*$) ; très hautement significatifs pour le F1 et l'interaction F1*F2 ($P=0.000^{***}$) (Tableau.55, Annexe II)

La teneur en proline des feuilles est moyennement corrélée avec le facteur salinité ($r=0,570^{**}$) et faiblement corrélé avec le facteur génotypes ($r=0,022$). (Tableau04, Annexe III)

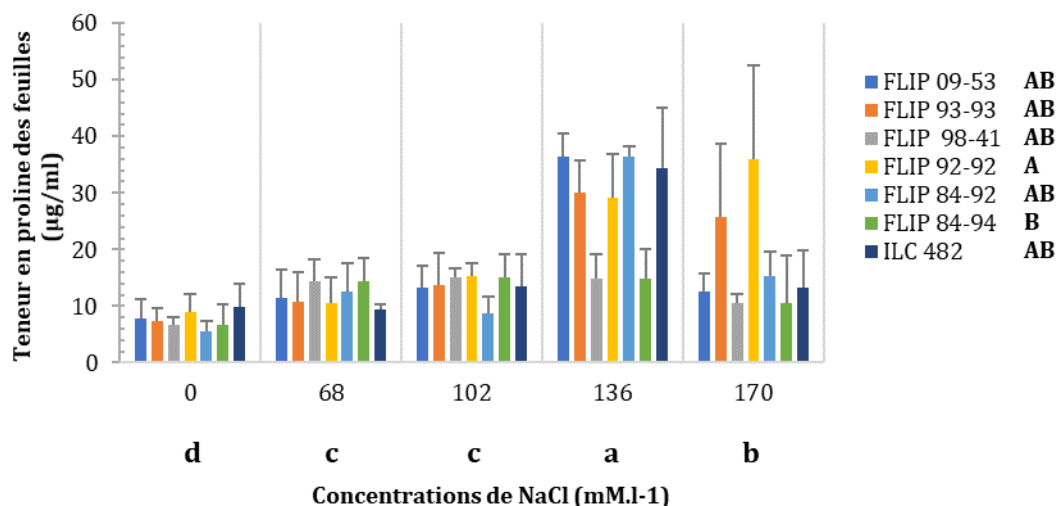


Fig.125. Effet du stress salin sur la teneur en proline des feuilles du pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, quatre groupes différents sont distingués, la teneur la plus faible est enregistrée en absence de salinité (7,61 µg/ml) ; puis les deux traitements 68 et 102 mM ont causé une augmentation significative de la teneur en cet acide aminé, et les moyennes de ces deux traitements sont de (11.91 et 13.60 µg/ml respectivement), la teneur la plus élevée en proline est enregistrée chez les feuilles des plantes soumises à 136 mM (29.58 µg/ml) suivie par le traitement 170mM qui a causé une diminution significativ 19.58 µg/ml).

Pour le facteur génotypes, Les feuilles de FLIP92-92 accumulent le plus de proline (19.95 µg/ml) suivie par celles des FLIP93-93 ; FLIP98-41 ; FLIP09-53 ; ILC482 ; et FLIP84-92 et les moyennes de teneur sous les cinq traitements salins sont 17.56 ; 17.28 ; 16.30 ; 16.05 ; 15.74 µg/ml respectivement) le troisième et le dernier groupe avec la teneur la plus faible en proline est représenté par le FLIP84-94 (12.32 µg/ml).

***Des racines**

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1 (P=0.000****), non significatifs pour F2 et l'interaction F1*F2 (P=0.182 ; 0.051 respectivement). (Tableau.56, Annexe II) La teneur en proline des racines est fortement corrélée avec le facteur salinité (r=0,760**) et faiblement corrélé avec le facteur génotypes (r= -0,041). (Tableau04, Annexe III)

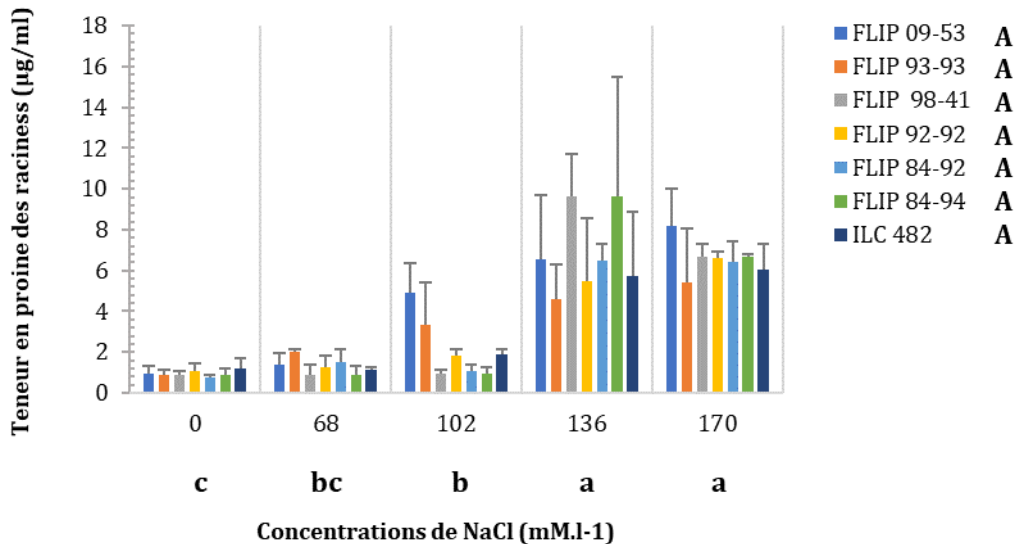


Fig.126. Effet du stress salin sur la teneur en proline des racines du pois chiche.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, les traitements salins se répartissent en quatre groupes différents, l'accroissement de la concentration de NaCl a causé une augmentation significative de la teneur en proline des feuilles de l'ensemble des géotypes elle passe de 0.94 µg/ml chez le témoin ; à 1.42 µg/ml chez le 68 mM qui appartient au deuxième groupe à 2.26 µg/ml jusqu'à 136mM (6.93 µg/ml), il avait une diminution non significative en appliquant 170 mM.1-1(6.58 µg/ml).

• **Pour le facteur géotypes**, ils appartiennent au même groupe les traitements salin n'ont pas un effet significatif sur la teneur en proline des racines, le classement décroissant des géotypes est le suivant : FLIP09-53 (4.4 µg/ml) ; FLIP98-41 (4.25 µg/ml) ; FLIP84-94 (3.81) ; FLIP92-92 (3.26 µg/ml) ;FLIP93-93 (3.24) ;FLIP84-92 (3.24 µg/ml) ; ILC482 (3.18 µg/ml).

V.2.5. Réponse phytochimique

V.2.5.1. Teneur en polyphénols

*Des feuilles

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1, F2 et leur interaction (P=0.000***). (Tableau.57, annexe II)

La teneur en polyphénols des feuilles est fortement corrélée avec la salinité (r= 0,562**) et faiblement corrélée avec les géotypes de pois chiche (r=0,136). (Tableau.09, Annexe III)

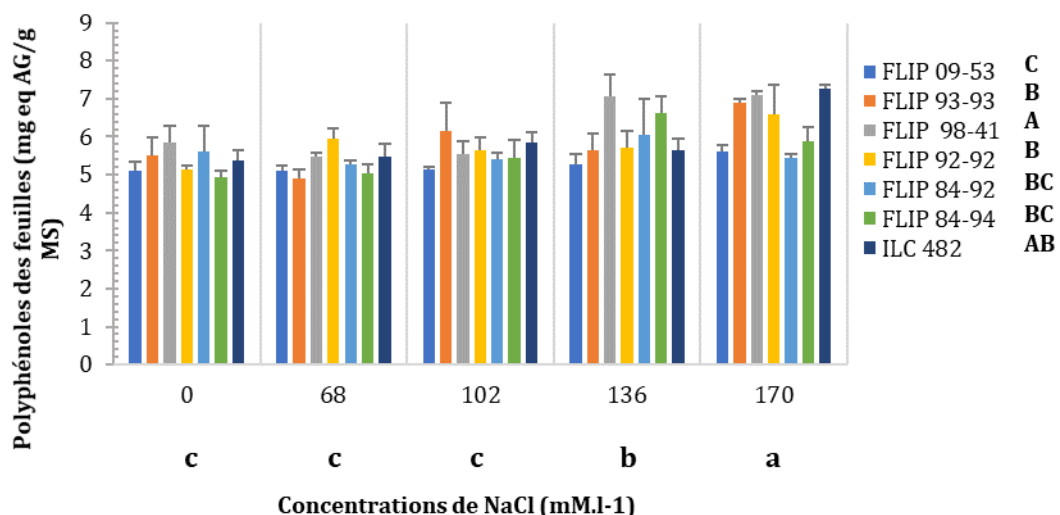


Fig.127. Effet du stress salin sur la teneur en polyphénols des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, trois groupes différents sont distingués la teneur la plus élevée en polyphénols est enregistrée chez les feuilles des plantes arrosées par 170 mM.l-1 (6.4 mg eq AG/g MS) suivie par celles du traitement 136 mM.l-1 (6.01 mg eq AG/g MS), le troisième groupe est formé par les trois traitements 102, 0 et 68 mM.l-1 avec des moyennes de teneur de 5,59 ; 5,35 ; et 5.31 mg eq AG/g MS respectivement.

• **Pour le facteur génotypes**, les génotypes se trouvent dans cinq groupes différents, leur classement par ordre décroissant est le suivant : le FLIP98-41 qui forme le premier groupe avec une teneur de (6,2008 mg eq AG/g MS), le deuxième groupe est représenté par l'ILC482 (5,9253 mg eq AG/g MS), et FLIP93-93 (5,8247 mg eq AG/g MS), les deux génotypes FLIP84-94 et FLIP84-92 avec des taux de 5.58 et 5.55 mg eq AG/g MS respectivement, le dernier groupe est constitué par FLIP09-53 (5.24 mg eq AG/g MS).

***Des racines**

Les résultats de l'analyse statistique sont très hautement significatifs pour F1 (P=0.000***), significatifs pour F2 (P=0.016*) et non significatifs pour leur interaction (P=0.14 NS). (Tableau.58, annexe II)

La teneur en polyphénols des racines est fortement corrélée avec la salinité (r= 0,550**) et faiblement corrélée avec les génotypes de pois chiche (r=0,214*). (Tableau.09, Annexe III)

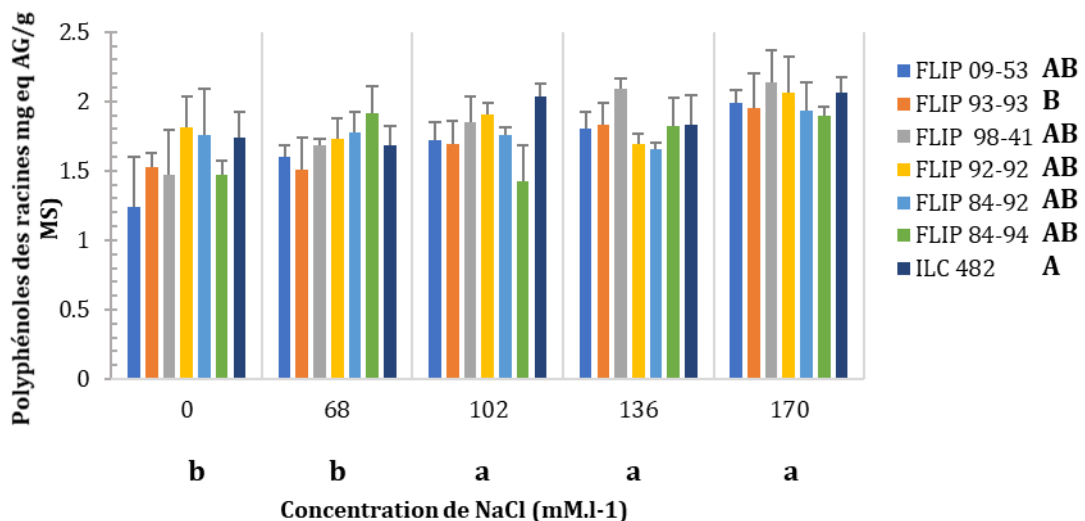


Fig.128. Effet du stress salin sur la teneur en polyphénols des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, deux groupes différents, l'accumulation des polyphénols au niveau des racines avec l'accroissement de la concentration de NaCl est significative, les traitements 170, 136, 102 mM.l-1 constituent le premier groupe homogène avec des moyennes de teneur 1.92 ; 1.87 ; 1.83 mg eq AG/g MS respectivement, les deux traitements 68 et le témoin forment le deuxième groupe avec des teneurs de 1.73 et 1.71 mg eq AG/g MS respectivement.

• **Pour le facteur génotypes**, trois groupes différents sont révélés d'après l'analyse statistique, le génotype ILC482 avec la teneur la plus élevée (1.90 mg eq AG/g MS), le deuxième groupe est formé par les génotypes FLIP98-41, FLIP92-92, FLIP09-53, FLIP84-92 et FLIP84-94 avec des teneurs de 1.87 ; 1.82 ; 1.79 ; 1.78 ; 1.77 mg eq AG/g MS respectivement ; le génotype FLIP93-93 avec la teneur la plus faible 1.73 mg eq AG/g MS forme le dernier groupe.

V.2.5.2. Teneur en flavonoïdes des feuilles

*Des feuilles

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1 ($P=0.000^{***}$), hautement significatifs pour F2 ($P=0.009^{**}$), et non significatifs pour leur interaction ($P=0.117$ NS). (Tableau.59, Annexe II)

La teneur en flavonoïdes des feuilles est fortement corrélée avec la salinité ($r= 0,763^{**}$) et faiblement corrélée avec les génotypes de pois chiche ($r=0,107$). (Tableau.09, Annexe III)

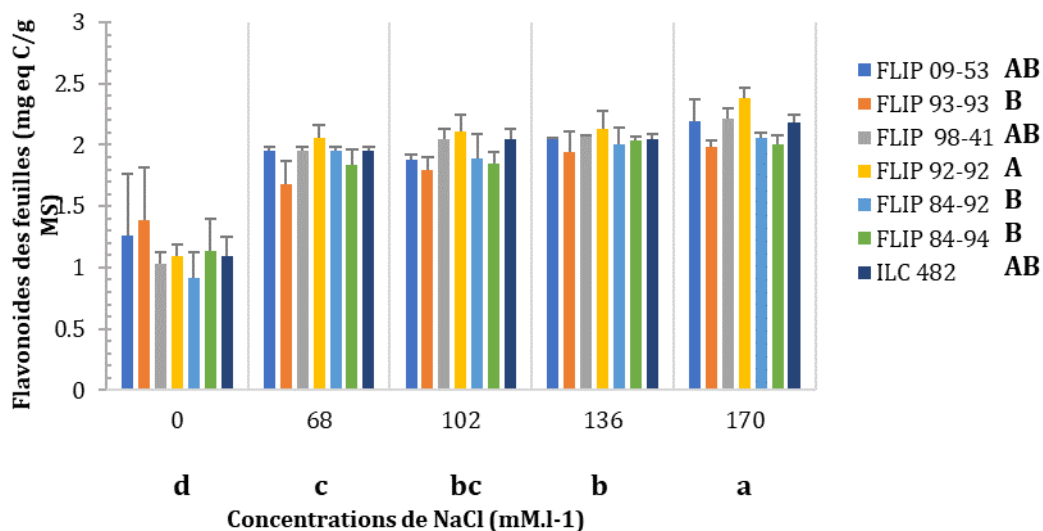


Fig.129. Effet du stress salin sur la teneur en flavonoïdes des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, chaque traitement appartient à un groupe différent de l'autre, la salinité a causé une accumulation significative des flavonoïdes au niveau des feuilles des sept génotypes de pois chiche ; le traitement 170mM.l-1 présente la teneur la plus élevée (2.145 mg eq C/g MS) suivi par le traitement 136mM.l-1 (02.039 mg eq C/g MS) ; et 102 mM.l-1 (1.94 mg eq C/g MS), ensuite le 68 mM.l-1 (1.91 mg eq C/g MS) ; finalement le témoin appartient au dernier groupe avec la teneur la plus faible des sept génotypes (1.13 mg eq C/g MS).

• **Pour le facteur génotypes du pois chiche**, trois groupes sont révélés, le FLIP92-92 forme le premier groupe avec la teneur la plus élevée (1.95 mg eq C/g MS), les trois génotypes FLIP09-53 ; I LC482 ; FLIP98-41 forment le deuxième groupe et leurs teneurs sont 1.87;1.86;1.86 mg eq C/g MS respectivement, les trois génotypes FLIP84-94 ; FLIP84-92 ; FLIP93-93 constituent le dernier groupe avec des teneurs de 1.77 ;1.76 ;1.75 mg eq C/g MS respectivement.

***Des racines**

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1 et F2 (P=0.000***), et non significatifs pour l'interaction F1*F2 (P=0.089 NS). (Tableau.60, Annexe II)

La teneur en flavonoïdes des racines est moyennement corrélée avec la salinité (r= 0,444**) et faiblement corrélée avec les génotypes de pois chiche (r=0,012). (Tableau.09, Annexe III)

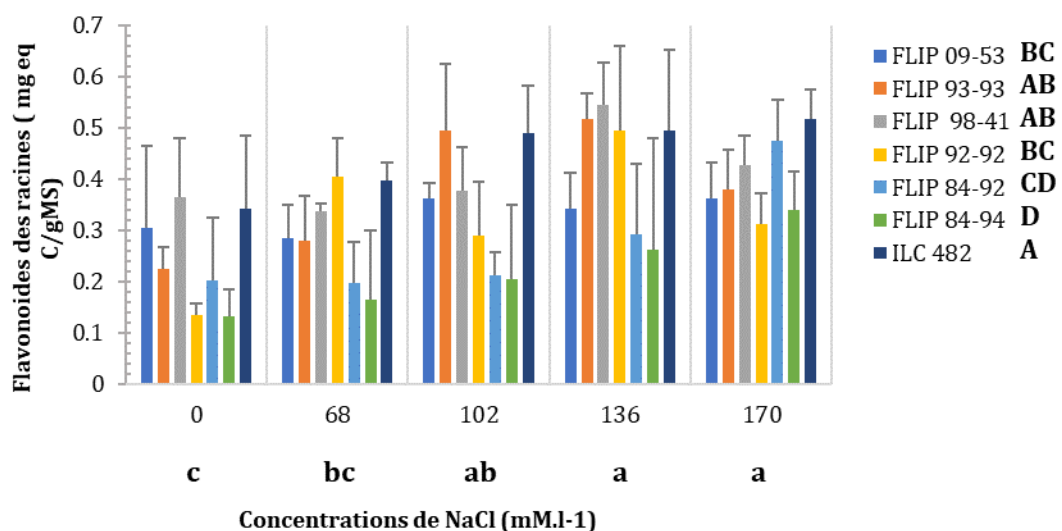


Fig.130. Effet du stress salin sur la teneur en flavonoïdes des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

• **Pour le facteur salinité**, l'augmentation de la teneur en flavonoïdes des feuilles sous l'accroissement de la concentration de NaCl est très hautement significatif, les traitements salins sont divisés en quatre groupes les teneurs les plus élevés sont enregistrés chez les deux traitements 170 et 136 mM.l-1 qui appartiennent au premier groupe et les teneurs sont 0.42 et 0.40 mg eq C /g MS respectivement, le 102 mM.l-1 appartient au deuxième groupe (0.35 mg eq C /g MS), le traitement 68 mM.l-1 forme le troisième groupe (0.29 mg eq C /g MS), la teneur la plus faible est enregistrée en absence de salinité (0.24 mg eq C /g MS).

• **Pour le facteur génotypes**, l'ILC482 présente la teneur la plus élevée en flavonoïdes (0.44 mg eq C /g MS), les deux génotypes FLIP98-41, FLIP93-93 constituent le deuxième groupe et les teneurs sont 0.41 et 0.37 mg eq C /g MS respectivement, les deux génotypes FLIP09-53 et FLIP92-92 constituent le troisième groupe et les teneurs sont 0.33 et 0.32 mg eq C /g MS respectivement, le quatrième groupe est formé par le FLIP84-92 (0.27 mg eq C /g MS) et la teneur la plus faible en flavonoïdes des racines est représenté par FLIP 84-94 (0.22 mg eq C /g MS), qui forme le cinquième et le dernier groupe.

V.2.5.3. Teneur en tanins condensés

***Des feuilles**

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1 (P=0.000***), hautement significatifs pour F2 (P=0.006**), et pour l'interaction F1*F2 (P=0.001**). (Tableau.61, Annexe II)

La teneur en Tanins des feuilles est fortement corrélée avec la salinité (r=0,638**) et faiblement corrélée avec les génotypes de pois chiche (r=0,101). (Tableau.09, Annexe III)

L'augmentation de la teneur en tanins des feuilles est proportionnelle avec l'accroissement de la concentration de NaCl dans la solution d'arrosage jusqu'au 136 mM.l-1, après les valeurs diminuent chez le traitement 170 mM.l-1 pour l'ensemble des génotypes.

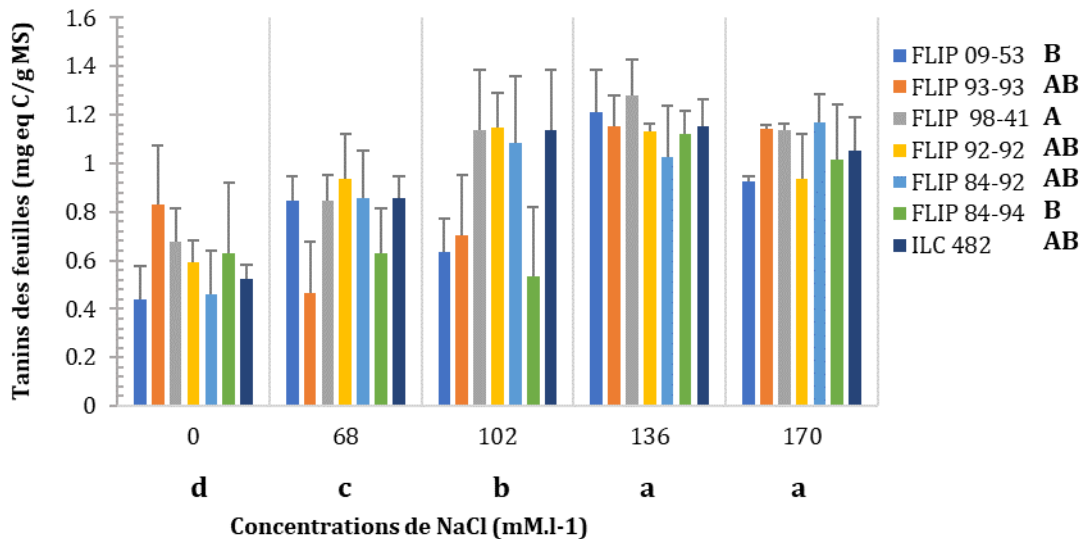


Fig.131. Effet du stress salin sur la teneur en tanins condensés des feuilles.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, quatre groupes sont révélés, les teneurs les plus élevées sont enregistrées chez les traitements 136 mM.l-1 (1.15 mg eq C/gMS) et 170 mM.l-1 (1.054 mg eq C/g MS) qui appartiennent au premier groupe, le traitement 102 mM.l-1 appartient au deuxième groupe avec une moyenne de 0.91 mg eq C/gMS, les deux traitements 68 mM.l-1 (0.77 mg eq C/gMS) et le témoin (0.59 mg eq C/gMS) appartiennent au troisième et quatrième groupe respectivement.

- **Pour le facteur génotypes**, les génotypes se répartissent en trois groupes différents la teneur la plus élevée est enregistrée chez le génotype FLIP98-41 (1.014 mg eq C /g MS) , la différence est non significative entre les génotypes FLIP92-92, ILC 482, Flip 84-92, Flip 93-93 et leur moyennes de teneur sont 0.95 ;0.94 ; 0.91 ;0.86 mg eq C /g MS respectivement, le dernier groupe est constitué par les deux génotypes Flip09-53 et Flip 84-94 avec des moyennes de teneur de 0.81 et 0.78 mg eq C /g MS respectivement.

*Des racines

Les résultats de l'analyse statistiques sont très hautement significatifs pour F1 et F2 ($P=0.000^{***}$), et hautement significatifs pour leur interaction ($P=0.001^{**}$). (Tableau.62, Annexe II)

La teneur en Tanins des racines est fortement corrélée avec la salinité ($r=,581^{**}$) et faiblement corrélée avec les génotypes de pois chiche ($r=,215^*$). (Tableau.09, Annexe III)

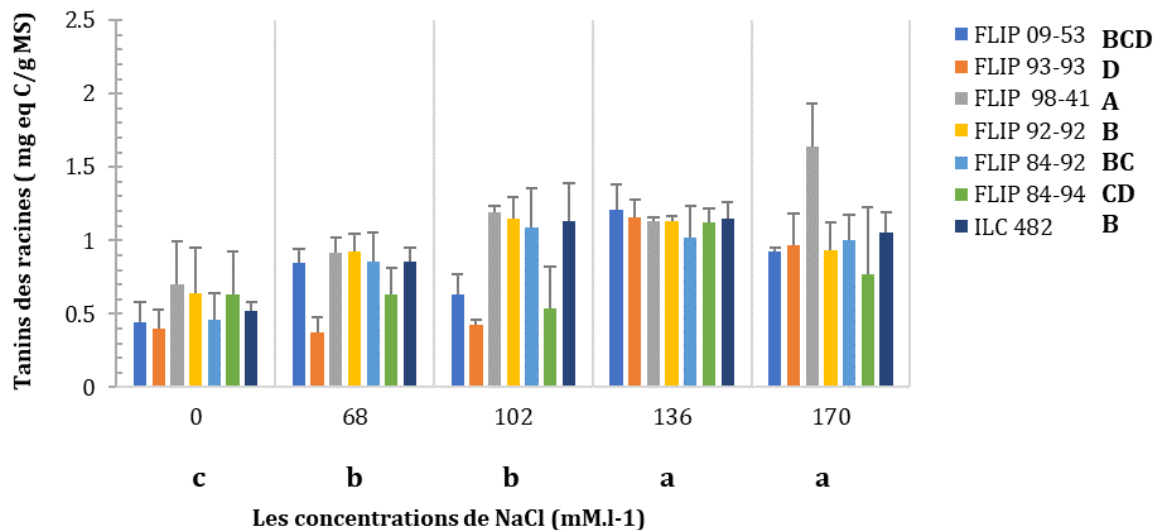


Fig.132. Effet du stress salin sur la teneur en tanins condensés des racines.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, les traitements salins se divisent en trois groupes la teneur la plus élevée est enregistrée chez les deux traitements 136 et 170 mM.l-1 qui appartiennent au premier groupe avec des moyennes de 1.13 et 1.04 mg eq C/g MS respectivement, la différence est aussi non significative entre les deux traitements 102 et 68 mM.l-1 et les moyennes sont 0.87 et 0.77 mg eq C/g MS respectivement et la teneur la plus faible en tanins est enregistrée chez les racines en absence de salinité 0.54 mg eq C/g MS.

- **Pour le facteur géotypes**, six groupes différents sont révélés d'après l'analyse statistique, le géotype Flip98-41 avec la teneur la plus élevée (1.12 mg eq C/g MS), les deux géotypes Flip92-92 et ILC482 constituent le deuxième groupe et les moyennes sont 0.96 et 0.94 mg eq C/g MS respectivement, les géotypes Flip84-92, Flip 09-53, Flip84-94 et Flip93-93 forment le troisième, le quatrième, le cinquième et le sixième groupes avec des moyennes de 0.89 ; 0.81 ; 0.73 ; et 0.66 mg eq C/g MS respectivement.

V.2.5.4. Résultats de l'effet du stress salin sur l'activité antioxydante des feuilles

Les résultats sont très hautement significatifs pour F1, F2 et F1*F2 (P=0.000***). (Tableau.63, Annexe II)

La concentration inhibitrice IC50 est fortement corrélée négativement avec la salinité ($r=-0,869^{**}$), et faiblement corrélée négativement avec les génotypes de pois chiche ($r=-0,293^*$). (Tableau.10, Annexe III)

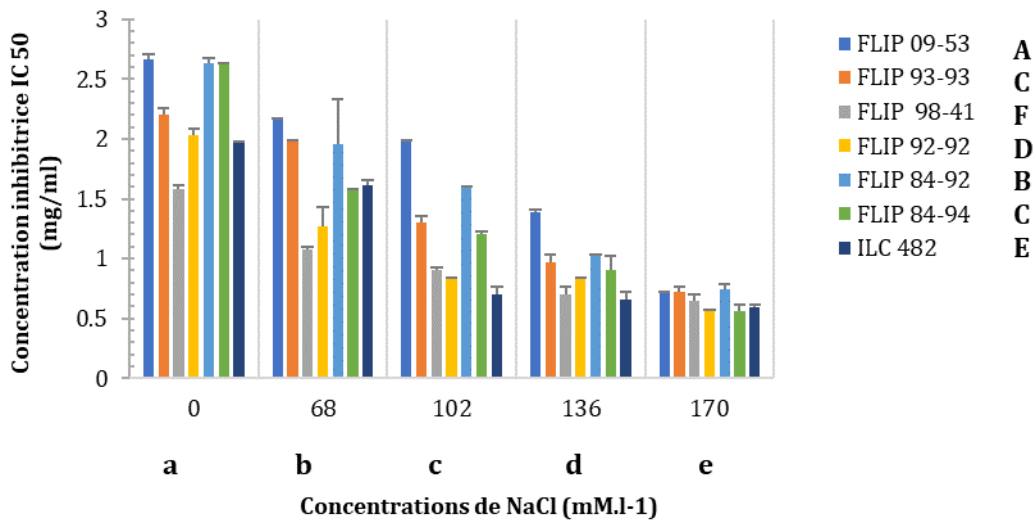


Fig.133. Effet de la salinité sur la concentration inhibitrice IC50.

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, chaque traitement salin appartient à un groupe différent de l'autre la concentration IC50 la plus élevée est enregistrée en absence de sel chez l'ensemble des génotypes étudiés (2.24mg/ml), suivie par 68 mM (1.71 mg/ml), ensuite 102 mM (1.27mg/ml) ensuite 136 mM(0.93mg/ml) et finalement le traitement 170 mM dont la concentration inhibitrice est la plus faible (0.64 mg/ml)

- **Pour le facteur génotypes**, six groupes sont distingués pour ce paramètre le FLIP09-53 appartient au premier groupe (1.78 mg/ml), le FLIP84-92 (1.59 mg/ml), les deux génotypes FLIP93-93 (1.43 mg/ml) ; et le FLIP84-94 (1.37) forment le troisième groupe ; le quatrième groupe est constitué par le FLIP92-92 (1.26 mg/ml), le ILC482 avec une IC50 de 1.10mg/ml appartient au cinquième groupe , le dernier groupe est formé par le FLIP98-41 (0.98 mg/ml)

V.3. Résultats de l'effet de la salinité sur les propriétés physiques du sol

V.3.1. Conductivité électrique du sol

Les résultats sont très hautement significatifs pour le facteur salinité ($P=0.000^{***}$), non significatifs pour F2 et l'interaction F1*F2 ($P=0.493$; 0.096 respectivement). (Tableau.64, Annexe II)

La conductivité électrique du sol est fortement corrélée avec la salinité du sol ($r=0,868^{**}$) et faiblement corrélée avec les génotypes ($r=0,050$). (Tableau.11, Annexe III)

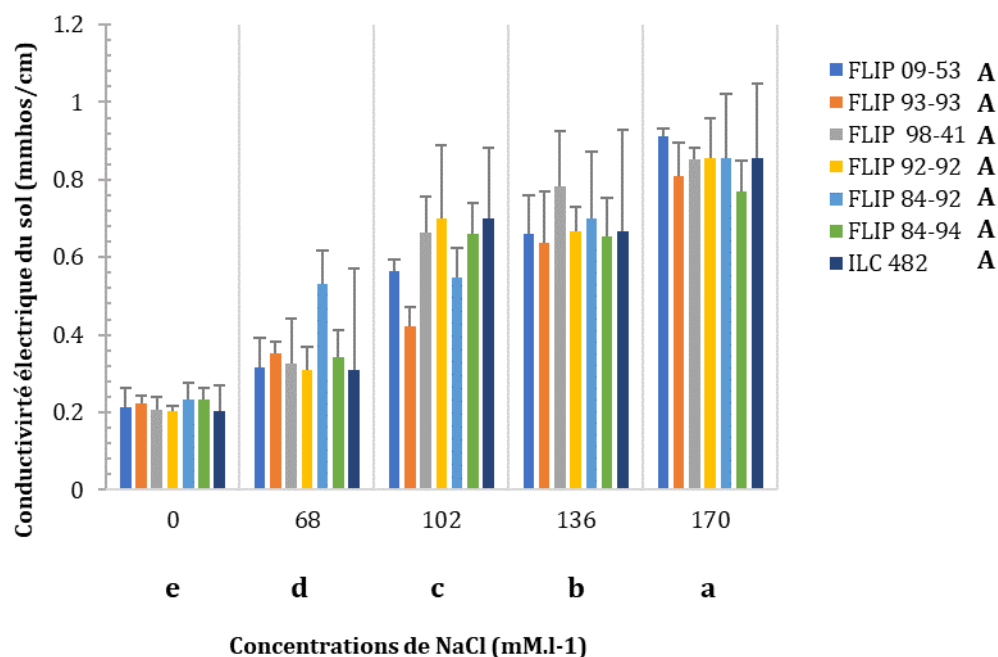


Fig.134. Effet du stress salin sur la conductivité électrique du sol (l'unité)

Les groupes homogènes identifiés par le SPSS sont inclus dans le graph sous forme de lettres (Minuscules pour F1 et Majuscules pour F2)

- **Pour le facteur salinité**, cinq groupes différents sont distingués la conductivité électrique du son augmente avec la concentration de NaCl elle passe de 0,22 mmhos/cm chez le témoin à 0.38 mmhos/cm chez le traitement 68 mM à 0.59 mmhos/cm chez le 102mM pour atteindre 0.7 chez le traitement 136 jusqu'à 0.81 chez le traitement 170 mmhos/cm.

- **Pour le facteur génotypes**, ils appartiennent au même groupe puisque la différence est non significative, leur classement par ordre décroissant est le suivant FLIP84-92 (0.75 mmhos/cm); FLIP98-41 (0,57 mmhos/cm); ILC482 (0.55

mmhos/cm) ; FLIP92-92 (0.55 mmhos/cm) ; FLIP09-53 (0.532 mmhos/cm) ; FLIP84-94 (0.531) ; FLIP (0.488 mmhos/cm).

V.4. Analyse en composante principale des paramètres étudiés au cours de la germination.

La figure suivante présente l'analyse en composantes principale ACP pour la phase germination.

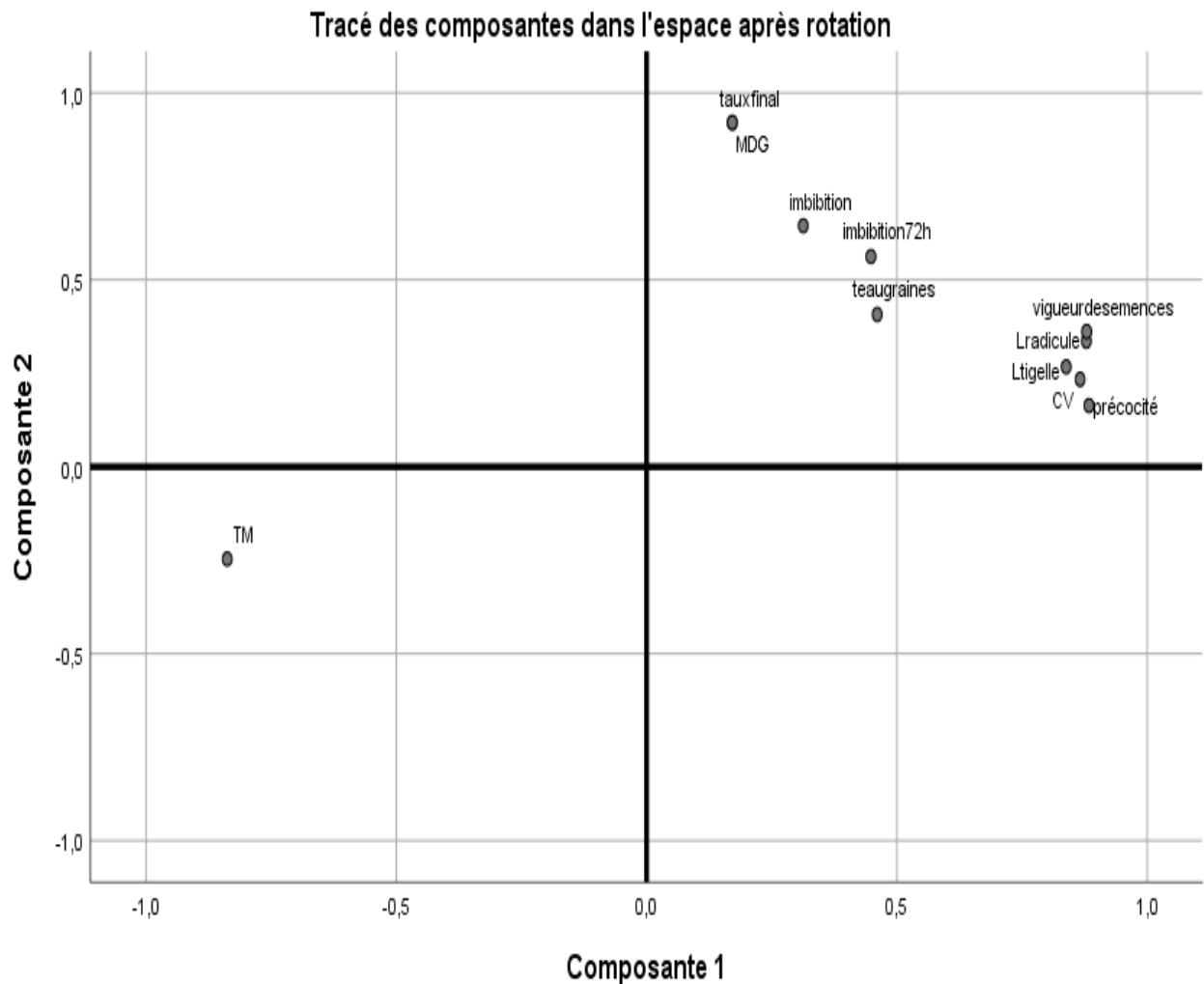


Fig.135. Analyse en composantes principales des paramètres étudiés au cours de la germination.

Les deux premiers axes expriment 73.62 % de la variabilité. L'axe1 (Facteur 1) a absorbé 60.009 % de la variation, cet axe associe les paramètres suivants : la vigueur de semences, la longueur de la radicule, coefficient de vélocité, la longueur de la tigelle le septième jour, après 24heures, le taux d'imbibition après 72 heures, le taux d'imbibition après 12 heures, La teneur en eau des graines, la germination moyenne journalière après 6 jours

L'axe 2 a exprimé 13.61 % de la variabilité, le seul paramètre associé est le temps moyen de germination (TMG).

La figure ci-dessous présente la projection des traitements salins sur les axes 1 et 2 de l'ACP.

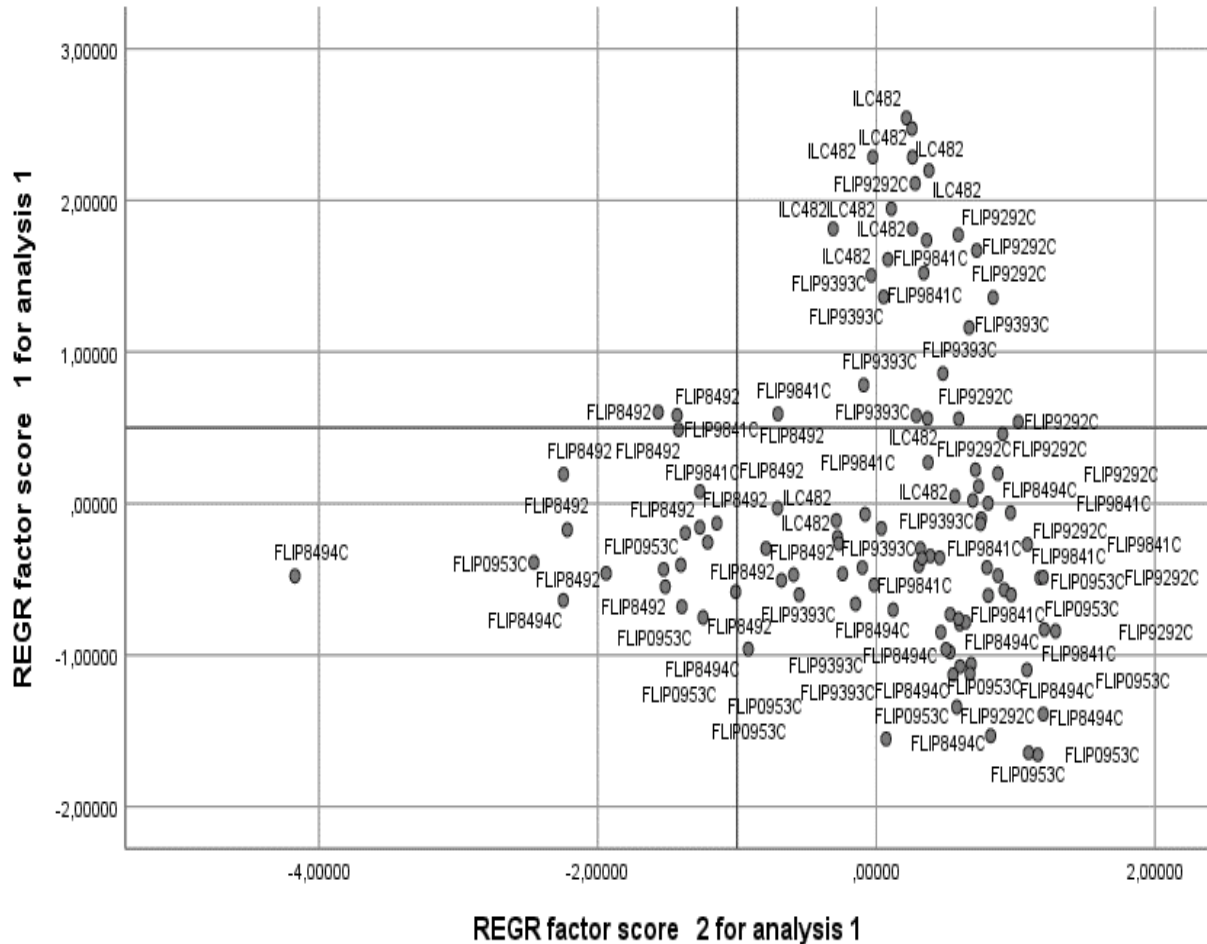


Fig.136. Représentation graphique des sept génotypes de pois chiche dans les axes 1 et 2 d'une analyse en composante principale sous les cinq traitements salins.

La figure ci-dessous présente la projection des génotypes sur les axes 1 et 2 de l'ACP.

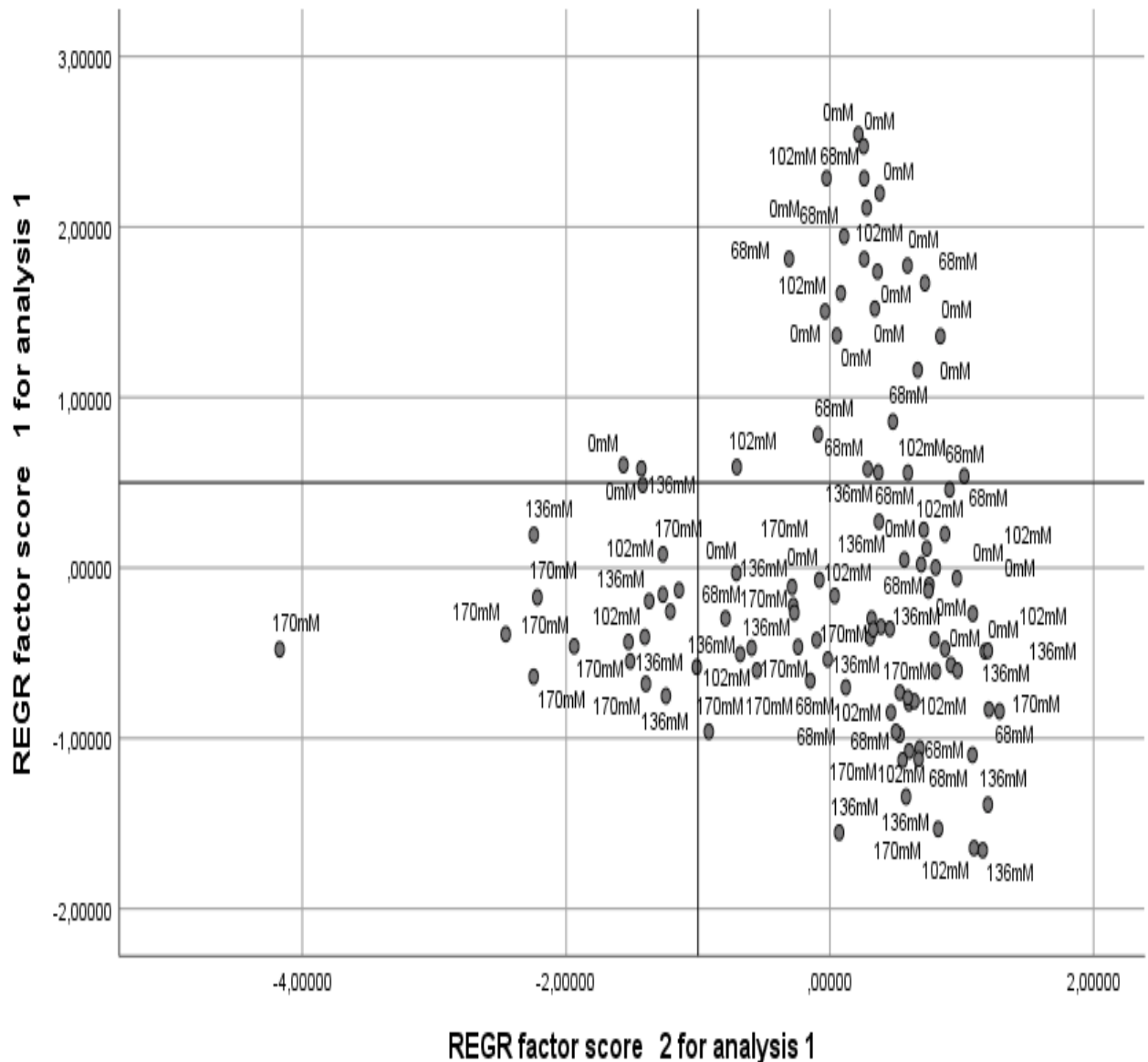


Fig. 137. Représentation graphique des les cinq traitements salins dans les axes 1 et 2 d'une analyse en composantes principale pour les sept génotypes de pois chiche.

La projection des génotypes et des traitements salins sur les axes 1 et 2 de l'ACP (fig.135;136;137), montre que le génotype FLIP84-94 est accordé avec le TM ce qui signifie que ce génotype possède le Temps Moyen de germination le plus élevé. Et le traitement 170 constitue un groupe avec ce paramètre.

Les génotype ILC482, FLIP 92-92, FLIP 93-93 s'accordent avec tous les autres paramètres étudiés avec les traitements 0 mM, 68 mM, et 102 mM.

Par contre les géotypes FLIP84-92, FLIP09-53, FLIP84-94, FLIP93-93 se trouvent le plus souvent avec les traitements salins 68mM, 102, 136 et 170 mM sur le coté négatif du premier axe ce qui peut être expliqué par le fait d'une corrélation négative avec les paramètres représentés sur cet axe.

V.5. Analyse en composante principale des paramètres étudiés au cours de la floraison.

La figure ci-dessous présente l'ACP réalisé par le SPSS sur la base des résultats obtenus sur l'ensemble des paramètres étudiés au cours de la germination.

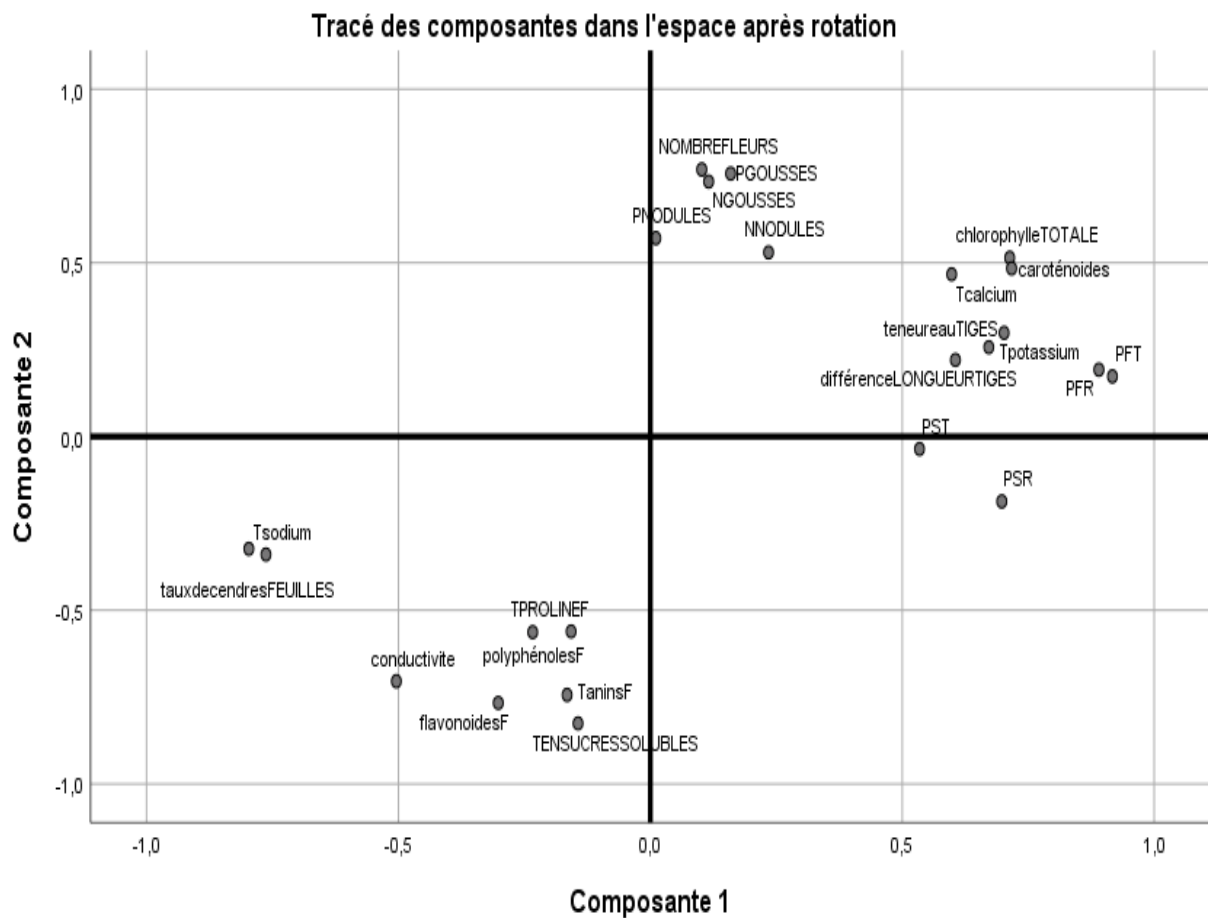


Fig.138. Analyse en composantes principales des paramètres étudiés au cours de la floraison.

Les deux premiers axes expriment 58.23 % de la variabilité. L'axe1 (Facteur 1) a absorbé 45.08 % de la variation, cet axe associe les paramètres suivants : La teneur en chlorophylle totale des feuilles, La teneur en caroténoïdes des feuilles, le poids frais des tiges, la teneur en calcium des feuilles, la teneur en potassium des feuilles, la teneur en

eau des tiges, le poids des gousses, Le nombre de fleurs/plant, la différence entre la longueur avant et après le stress, le nombre de gousses, Le nombre des nodules racinaires, la teneur en polyphénols des feuilles, Le poids des nodules racinaires.

L'axe 2 a exprimé 13.14 % de la variabilité, les paramètres associés sont : la conductivité électrique du sol, T cendres feuilles, la teneur en sodium des feuilles, le poids frais des tiges, le poids frais des racines, la teneur en sodium des feuilles, la teneur en flavonoïdes des feuilles, La Teneur En Sucres Solubles Des Tiges, la teneur en tanins des feuilles, La teneur en proline des feuilles.

La figure ci-dessous présente la projection des génotypes sur les axes 1 et 2 de l'ACP.

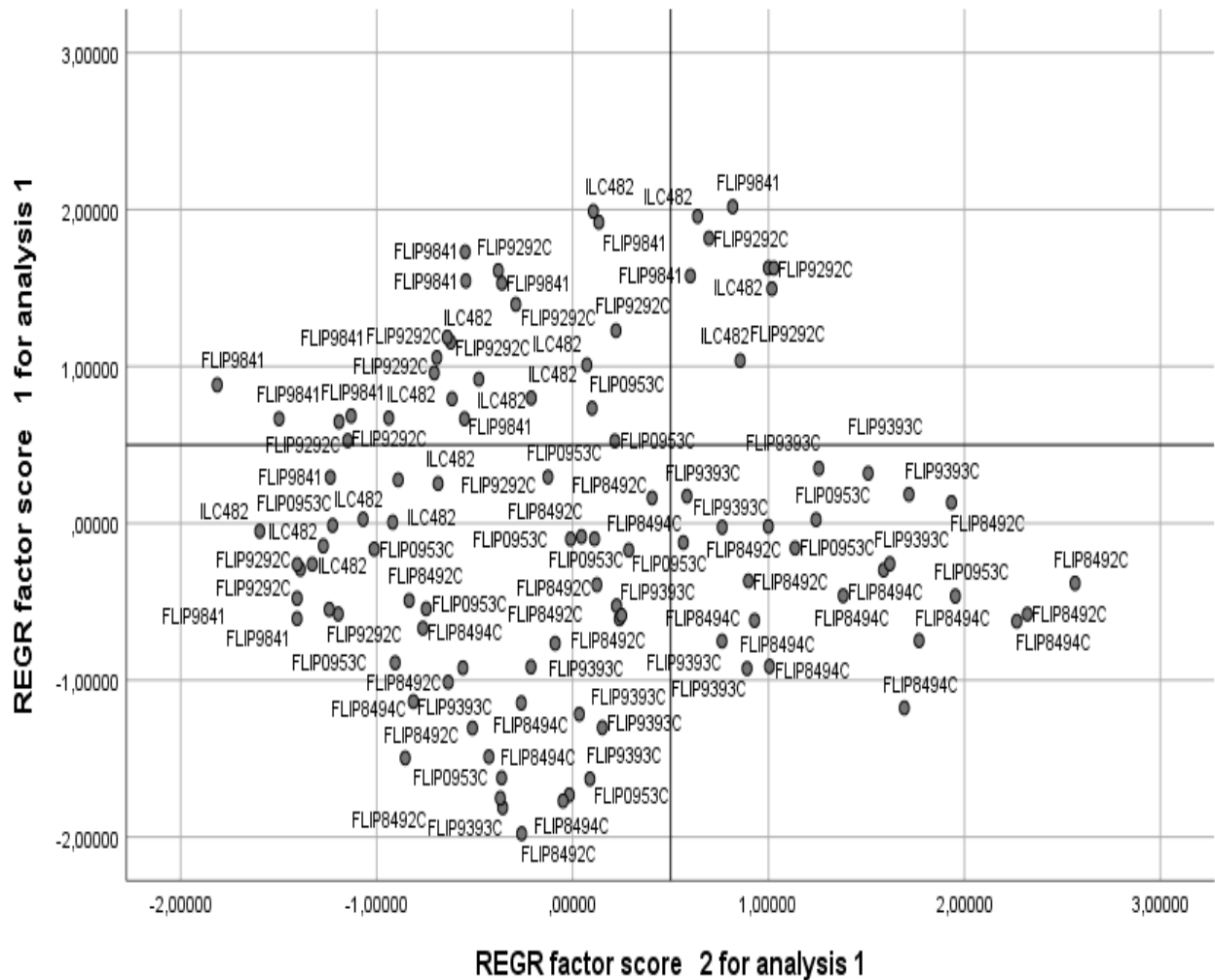


Fig.139. Représentation graphique des sept génotypes de pois chiche dans les axes1et 2 d'une analyse en composante principale sous les cinq traitements salins.

La figure ci-dessous présente la projection des traitements salins sur les axes 1 et 2 de l'ACP.

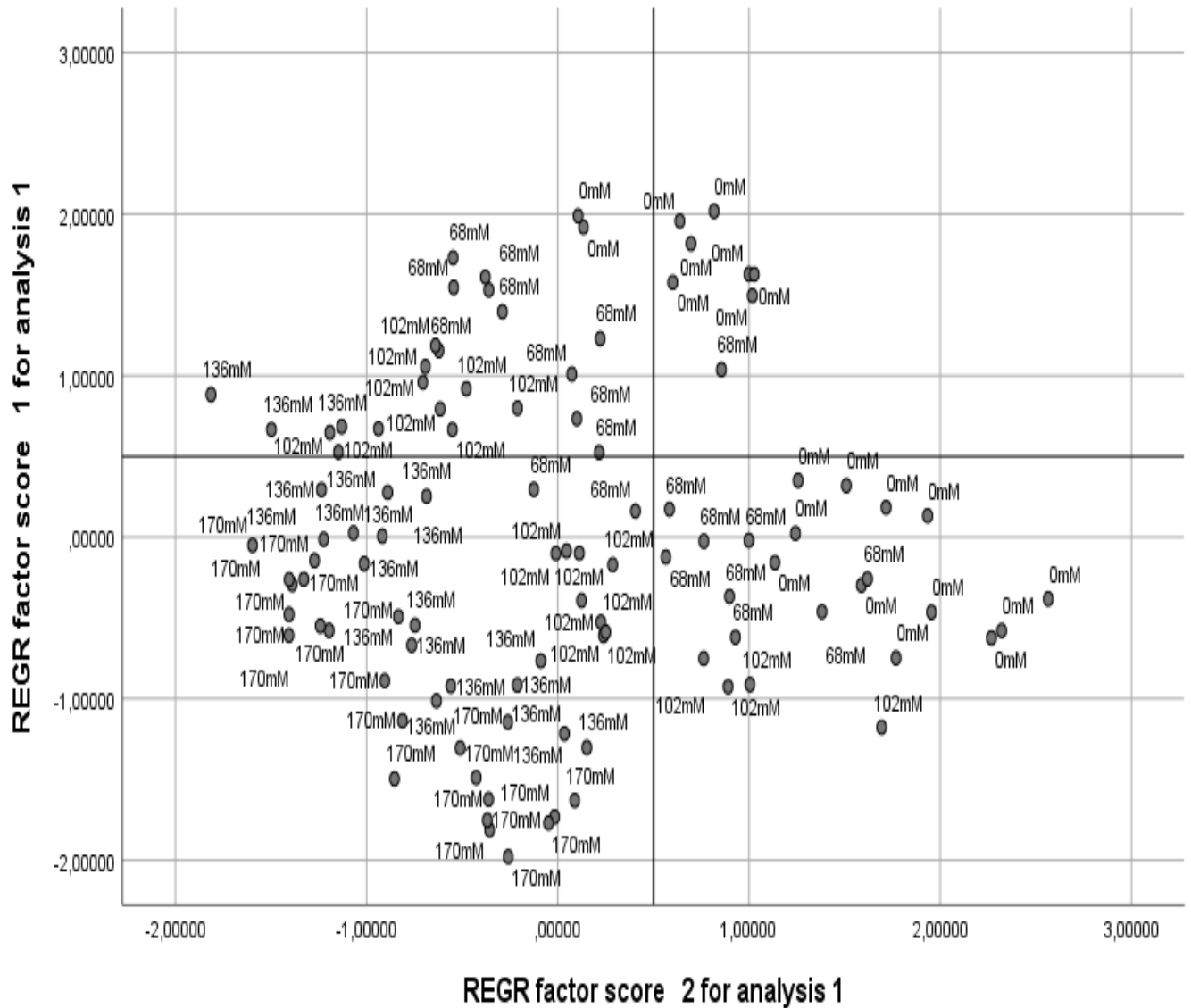


Fig. 140. Représentation graphique des les cinq traitements salins dans les axes 1 et 2 d'une analyse en composante principale pour les sept génotypes de pois chiche.

La projection des génotypes et des traitements salins sur les axes 1 et 2 de l'ACP (fig.138 ;139 ;140), montre que les génotypes FLIP98-41, ILC482 ; FLIP92-92 sont accordés avec les paramètres le poids des gousses, Le nombre de fleurs/plant, , le nombre de gousses, Le nombre des nodules racinaires et leurs poids, ce qui signifie que ces génotypes possèdent les moyennes les plus élevées de ces paramètres de sous les traitements 0 et 68 mM qui constituent eux meme un groupe avec ce paramètre (fig 151).

Pour l'axe 2 les génotypes FLIP84-92, FLIP84-94, FLIP09-53 et FLIP93-93 se trouvent dans le côté positif de cet axe au contraire des paramètres ce qui peut être expliqué par l'existence d'une corrélation négative entre ces génotypes et l'accumulation des polyphénols et la proline et le sodium et les cendres la même observation est notée lorsqu'il s'agit des traitements salin 0 ; 68 ; et 102 qui forment un groupe avec les génotypes cités au-dessous.

Discussion générale

DISCUSSION

Les résultats obtenus, montrent que l'effet de la contrainte salinité sur le stade germination du pois chiche ne peut pas être négligé, la précocité de germination est significativement affectée, ces résultats sont également rapportés par plusieurs auteurs (Hajlaoui et *al.*,2007 ; Benidir et *al.*,2015).

Les principaux effets de la salinité et des génotypes, et les effets d'interaction entre eux étaient significatifs dans presque tous les paramètres mesurés.

Le taux quotidien a été affecté par la salinité, ces résultats sont également en accord avec les résultats de Geressu et Gezaghegne. (2008) obtenus pour le sorgho. Selon Taffouo et *al.* (2009), le taux de germination peut être utilisé comme critère précoce de sélection d'espèces et de populations de légumineuses. De nombreuses études antérieures suggèrent que le taux de germination est fortement affecté même à un niveau de salinité très faible et s'accompagne d'un temps de germination retardé (Esechie et *al.*, 2002 ; Jamil et Rha, 2004 ; Yadav et *al.*, 2011 ; Chakma et *al.*, 2019). Esechie et *al.* (2002) ont remarqué, dans une étude de germination du pois chiche (avec des traitements salins variables dans le sol), que la plus faible levée des semis a été observée au traitement ($12,2 \text{ dSm}^{-1}$), apparemment dû à une lésion de l'hypocotyle induite par le sel, qui a entravé la croissance. De même, Jamil et Rha (2004), dans leur expérience de germination des graines de chou et la betterave à sucre, ont observé que la germination des deux espèces végétales était fortement inhibée par l'application de 1% et 1,5% de NaCl. (Saberli & Moradi, 2019) ont évalué l'effet de différents gradients de salinité (0, 40, 80, 120 et 160 mM. l^{-1}) sur quatre plantes médicinales, ils ont signalé une diminution avec le gradient de salinité croissant. Une étude a été menée pour observer les effets de la salinité sur cinq variétés de plants de tomates, c'est-à-dire BARI Tomato-2, BARI Tomato-3, BARI Tomato-4, BARI Tomato-14 et BARI Tomato-15 (Chakma et *al.*, 2019). Ils ont signalé une diminution des pourcentages de germination des semences avec l'augmentation de la concentration de sel (0, 50, 100 et 150 mM), et le plus haut niveau de salinité était le plus nocif pour les plants de tomates.

Tous les paramètres étudiés au stade germination y compris précocité, taux quotidien et finale, longueur des radicules et tigelles, la vigueur des semences, la teneur en eau des graines et taux d'imbibition, l'indice de tolérance, la vitesse de la germination des génotypes de pois chiche ont diminué, tandis que le MDG a augmenté comme il a été signalé

par Almodares *et al.* (2007) et Hajlaoui *et al.* (2007) qui ont mentionné que la présence du chlorure de sodium se répercute négativement sur les moyennes de germination journalière des différents génotypes de pois chiche.

La vitesse de la germination a subi une diminution très hautement significative de son coefficient de vélocité et une augmentation aussi très hautement significative de son temps moyen nos résultats se coroborent avec ceux de Dehnavi *et al.*(2020) chez le Sorgho (*Sorghum bicolor L.*), et de Cuartero et Fernández-Muñoz, (1998), qui ont trouvé que la germination des graines de tomate à 80 mM de NaCl nécessite 50% de jours de plus alors qu'elle nécessite presque 100% de jours de plus à 190 mM de NaCl que le témoin, et selon Wu *et al.*(2015), les résultats ont indiqué qu'une salinité élevée inhibait remarquablement la germination des graines et retardait le temps de germination du tourne sol.

Pour la cinétique de la germination, on a observé qu'une phase de latence, nécessaire à l'apparition des premières germinations, au cours de laquelle le taux de germination reste faible. La durée de cette phase est variable selon la concentration de NaCl, elle devient de plus en plus longue chez le traitement 170mM.L⁻¹, les mêmes résultats ont été obtenus par Gaid, (2015) chez le pois chiche, et par Benidir *et al.* (2015), qui ont noté que la germination des graines de *vicia faba* est aussi précédée par un long temps de latence à partir de 100 mM en NaCl. Ce temps est plus long pour les concentrations de 150 mM et 200 mM en NaCl.

Les résultats obtenus pour le paramètre longueur de radicule et de tigelle montrent que le pois chiche est une plante sensible à l'action du NaCl au stade germination à des concentrations de sel qui atteint les 170 mM.l⁻¹, ce sont des indicateurs intéressants pour élucider davantage la relation du stress salin et le comportement des graines des sept génotypes du pois chiche. Nos résultats se concordent avec ceux de Wu *et al.* (2015) qui ont reporté une diminution significative dans la longueur de la radicule du tournesol. La même observation a été noté chez l'oignon (Corrêa *et al.*, 2013), chez les graines du Gombo par Achour. (2016) , et chez le sorgho par Dehnavi *et al.*(2020),

Le stress salin induit des effets toxiques dans la germination des graines, et sous un stress salin élevé, et la longueur des tigelles et des radicules est considérablement réduite (Murillo-Amador *et al.* 2002; Liang *et al.* 2018).

Concernant la vigueur des graines qui a diminué sous l'effet de la salinité pour l'ensemble de génotypes, les graines les plus vigoureuses étaient celles d'ILC482 et les plus

faibles étaient celles de FLIP84-92. Les mêmes résultats ont été signalé chez plusieurs espèces cultivées comme le riz (Xu et *al.*, 2011), le blé (Akbarimoghaddam et *al.*, 2011), le maïs (Carpıcı et *al.*,2009, Khodarahmpour et *al.*,2012), Muatard (Ibrar et *al.*,2003, Ulfat et *al.*,2007), le soja (Essa, 2002), les légumineuses (Jabeen et *al.*,2003) et le tournesol (Mutlu et Buzcuk, 2007).

Selon Panuccio et *al.* (2014), les effets négatifs d'une salinité élevée peuvent être dus à la toxicité des ions sur la germination des graines, une conséquence d'une augmentation coïncidente des anions et des cations.

Concernant l'indice de tolérance à la salinité qui diminue avec l'accroissement de la concentration du NaCl, il nous à permis de distinguer les génotypes les plus tolérants (ILC482 , FLIP92-92, FLIP98-41), Nos résultats se corroborent avec ceux de Kpinkoun et *al.* (2019) qui ont enregistré une diminution de cet indice en travaillant sur quelques cultivars de piment. De cette façon, il est possible de comparer les écotypes entre eux en calculant les IT. Cet indice est compris entre 0 et 1. Il a été considéré que les plantes tolérantes ont un indice de tolérance plus élevé que les plantes sensibles.(Ayadi,2011)

Les résultats de l'étude de l'effet de la salinité sur la floraison de pois chiche nous à permis de bien expliquer les mécanismes adaptés par cette espèce vis-à-vis de la salinité.

Il en sort que la salinité a affecté la morphologie des plantes de pois chiche y compris la hauteur de l'axe principale, et la longueur des racines et leur volume nos résultats sont similaires avec ceux de Chérifi et *al.* (2017), chez différentes espèces d'acacia ; de Modarelli et *al.* (2020) qui ont travaillé sur une *Cucurbitaceae*, et de Kpinkoun et *al.* (2019) qui ont enregistré une diminution de la hauteur des plantes de piment, et ils indiquent que le rythme de diminution varie en fonction de la concentration de NaCl et du cultivar. La diminution de hauteur est significative à partir de 60 mM NaCl pour tous les cultivars pris ensemble.

Les faibles hauteurs obtenues peuvent être expliquées par le fait que le NaCl provoque une réduction de la division et de l'allongement cellulaire, (Zouaoui et *al.*, 2019), et des perturbations des taux des régulateurs de croissance dans les tissus, particulièrement l'acide abscissique et les cytokinines ce qui entraine une nette diminution de la croissance de la plante (Fahad et *al.*, 2015).

Nos résultats ont montré une augmentation du Ratio LR/LT qui est la conséquence d'une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, ce qui est en accord avec les résultats obtenus par Bennabi en 2017 chez le haricot.

Aussi que les nodules du rhizobium sont affectés dans leur nombre et leur poids ce qui est en accord avec Chaker-Haddadj, (2014) qui a mentionné que le traitement au sel a entraîné une réduction significativement élevée du nombre total et le poids de nodules par plante.

Nombreuses sont les études qui ont montré que le stress salin réduit dramatiquement la fixation de l'azote N_2 et l'activité nitrogénase des nodosités chez les légumineuses herbacées examiné par (Zahran, 1999). Des phénomènes semblables ont été observés chez les Acacias et les autres légumineuses (Marcar et *al.*, 1991, Purwantari et *al.*, 1995 ; Zou et *al.*, 1995). Chez l'*A. cyanophylla*, la salinité a diminué les concentrations des jeunes tiges en N, P et K (Hatimi, 1999 in Räsänen, 2002)

Ceci peut être expliqué par le fait que le stress salin affecte la fixation de l'azote dans les légumineuses en inhibant l'apport de photosynthate au nodule (Garg et Singla, 2004), réduisant l'apport de substrats respiratoires aux bactéroïdes (Delgado et *al.*, 1994) et par des altérations de la barrière de diffusion d'oxygène (Serraj et *al.*, 1994).

L'eau est encore un facteur de croissance. A l'échelle cellulaire, elle permet la synthèse de substances organiques aux plantes chlorophylliennes. L'hydratation des plantes a également été affecté significativement, on a enregistré une diminution de la teneur relative en eau des feuilles et des racines, ceci peut être expliqué par le fait que l'alimentation des plantes en eau devient de plus en plus difficile. Selon Kicheva et *al.* (1994), la diminution de la teneur relative en eau et du potentiel hydrique foliaire à cause de la salinité, a pour conséquence la fermeture des stomates et la limitation de la photosynthèse.

La nutrition minérale a été étudié, l'analyse chimique des feuilles du pois chiche a montré une élévation significative des niveaux de concentration en ion sodium, alors que les teneurs en K^+ , Ca^{+2} , les ratio K^+ / Na^+ , Ca^{+2} / Na^+ diminuaient avec l'application de concentrations plus élevées de NaCl sur les sept génotypes, nos résultats sont en accord avec ceux de Babu et *al.* (2012)

Plus la plante accumule de sodium dans ses organes plus leurs teneurs en potassium et en calcium diminuent, ceci est due à l'antagonisme entre ces deux ions sur les sites d'adsorption du complexe argilo-humique, la diminution de l'absorption du potassium entraîne une diminution du taux de croissance chez l'ensemble des géotypes.

L'augmentation de la teneur en ions Na^+ et la diminution de l'absorption des ions K^+ perturbent le déséquilibre ionique observé chez la plupart des géotypes exposées au stress salin. La diminution de la concentration de K^+ dans les tissus peut également être due à une compétition directe entre le K^+ et le Na^+ au niveau de la membrane plasmique, l'inhibition du processus de transport du Na^+ sur le K^+ dans les tissus du xylème et/ou l'efflux de K^+ induit par Na^+ depuis les racines. K^+ et Ca^{++} ont été signalés comme étant les principales mises en garde dans l'organisation cellulaire ainsi que les principaux contributeurs à l'ajustement osmotique dans des conditions de stress chez plusieurs espèces végétales (Santos-Diaz & Alejo-Ochoa, 1994 ; Hirschi, 2004). in (Jamil et al., 2012).

Nos résultats ont montré une diminution du nombre de fleurs et du nombre de gousses par plant et leur poids. Ils sont similaires à ceux de Chaker-Haddadj. (2014), qui a enregistré une diminution significative dans le nombre de gousses de fève sous l'effet de la salinité.

Selon Pushpavalli et al. (2016), chez le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), et selon Ghanem et al., (2009) chez la tomate, un stress salin élevé (150 mm de NaCl) affecterait le temps de transition de la floraison et entraînerait un retard de la première inflorescence.

Promila et Kumar, (1982), ont mentionné que la salinité affecte le modèle de floraison et de fructification, une aberration dans la physiologie de la reproduction, qui influence finalement les rendements et la biomasse des cultures, elle peut entraîner jusqu'à 50 % de réduction de la floraison du pois cajan (*Cajanus cajan* L. Mill). De plus Mahmoodzadeh et Bemani (2008), ont montré une réduction du nombre de grains de pollen et une croissance anormale de l'anthère. Ces symptômes conduisent indirectement à un rendement réduit de la culture.

Nahar et Hasanuzzaman (2009), ont montré qu'une application de 250 mM de NaCl diminuait le rendement de 77, 73 et 66% chez le Riz, puis Hasanuzzaman et al. (2009) ont démontré qu'à 150 mM de salinité, *Vigna radiata* a montré une perte de rendement en grain de 36 à 50% par rapport au témoin. Greenway & Munns (1980) ont observé qu'à 200 mM de NaCl, la betterave à sucre (une espèce tolérante au sel) pourrait avoir une réduction

de seulement 20% en poids sec, le coton (moyennement tolérant) pourrait avoir une réduction de 60%, et en tant que le soja d'espèces sensibles pourrait être mort. En revanche, un halophyte tel que *Suaeda maritima* (L.) pourrait croître à son rythme optimal sous salinité (Flowers et *al.*, 1986). Cette réduction des composants de rendement et de rendement sous stress salin peut également être attribuée à une faible expansion cellulaire, à une moindre vitesse photosynthétique. (Seemann et Critchley, 1985 ; Wahid et *al.*, 1997)

Les plantes sont affectées par plusieurs stress abiotiques, parmi lesquels le stress salin est la principale cause de la réduction de la croissance et de la production des cultures (Jalil et Ansari, 2019). Une salinisation élevée limite la productivité agricole en raison d'influences destructrices sur la germination des graines, la croissance des plantules, le développement des racines, la floraison et la nouaison (Chakdar et *al.*, 2019).

Des différences intrinsèques dans le profil et le contenu des pigments photosynthétiques ont été observées entre les génotypes. Selon L'analyse statistique des données parmi les plantes c'est en absence de salinité que la teneur en chlorophylle (a, b et totale) et les caroténoïdes était plus élevé et que la réduction maximale était observé lorsque les plantes étaient exposées à un niveau de salinité élevé (170 mM). Nos résultats se corroborent avec ceux rapportés par Abeer et *al.* (2015) chez *Vigna unguiculata* (L.), et de Modarelli et *al.* (2020), chez une cucurbitacée

Le résultat obtenu de la proline a indiqué que le stress salin a induit une amélioration notable du niveau de proline dans les plants de pois chiche. L'élévation de la proline observée dans les plantes traitées au sel indique une stratégie adaptative pour la régulation des niveaux de transcription de salinité, de protéines de stress, de stabilité de la structure subcellulaire, d'ajustement osmotique et d'adaptation cellulaire au stress salin, qui sont étudiés par diverses auteurs (Riffat et Ahmed, 2018, Cai et Gao, 2020). Ces résultats ont indiqué que l'amélioration de la teneur en proline pourrait provenir des réponses métaboliques impliquées dans la voie de translocation, qui aident à reconnaître les différents stress abiotiques pour induire les réponses physiologiques (Elhakem, 2020, Sohag et *al.*, 2020). De plus, Sharma et *al.*, (2019) ont montré que la fonction de la proline en tant que composé de signalisation pour la régulation de la fonction mitochondriale influence la prolifération cellulaire par l'activation de gènes spécifiques, qui sont nécessaires à la récupération du stress, et l'amélioration du niveau de proline aide à

maintenir l'intégrité des membranes en diminuant l'oxydation des lipides par les ROS et en protégeant les cellules. L'augmentation des niveaux de proline, sous stress salin, a été signalée chez deux cultivars de blé (Khatkar & Kuhad, 2000). Il a été suggéré que l'accumulation de proline peut être causée par une protéolyse accrue ou par une diminution de la synthèse des protéines. Nos résultats sont en accord avec ceux de Ben Kaddour, (2014), qui a enregistré une corrélation positive entre la salinité et l'accumulation de la proline au niveau des feuilles du blé sous l'effet de la salinité.

Selon Grennan. (2006), la corrélation négative entre la proline et les pigments chlorophylliens (la diminution de l'un s'accompagne avec la diminution de l'autre) peut être due à une compétition entre ces deux composés sur leur précurseur commun, le glutamate. Nos résultats se corroborent avec ceux trouvés par Chaker-HaddadjAssia. (2014).

On a enregistré une accumulation significative des composés phénoliques (quelques soit dans les feuilles ou dans les racines de l'ensemble des génotypes de pois chiche).

Kováčik et al. (2009) ont observé une accumulation importante de divers composés phénoliques, y compris l'acide protocatéchique dans les rosettes de feuilles, et les acides chlorogénique et caféique dans les racines de *Matricaria chamomilla* en réponse à la salinité. Lim et al. (2012), ont constaté que diverses concentrations de NaCl induisaient l'accumulation de quatre composés phénoliques différents, à savoir la rutine, l'orientine, l'isoorientine et la vitexine, dans les pousses de sarrasin (*Fagopyrum esculentum*). Ces résultats soutiennent l'opinion selon laquelle le traitement au NaCl peut améliorer le contenu nutritionnel des germes, y compris les niveaux de composés phénoliques. De plus, les teneurs en composés phénoliques tels que l'oleuropéine se sont avérées augmentées, tandis que celles en hydroxytyrosol ont diminué dans les feuilles de quatre cultivars d'olivier (*Olea europaea*) cultivés sous stress salin (125 mM). (Petridis et al., 2012). Aditionnellement, le stress salin peut moduler le contenu de divers composés phénoliques à la fois tolérants et sensibles variétés de riz (Minh et al., 2016). Les teneurs en acide protocatéchique et en vanilline ont augmenté chez les variétés tolérantes, alors qu'ils ont diminué chez un cultivar sensible. De plus, les acides p-coumarique et férulique ont été détectés uniquement dans les variétés de riz tolérantes, suggérant qu'ils ont un rôle dans la tolérance du riz au stress salin. (Minh et al., 2016)

Selon Jamalian et al. (2013), chez la fraise, l'application progressive de NaCl jusqu'à 20 mM pendant 5 semaines induit l'accumulation de composés phénoliques comme l'acide

férulique, l'acide caféique, *p*-coumarique acide, acide gentisique, acide gallique, acide ellagique et gallate de méthyle. Benjamin et *al.*, 2018 ont observé qu'en réponse à un choc de salinité à 200 mM et 500 mM de NaCl, *Sesuvium portulacastrum* a accumulé différents types de composés phénoliques dans les feuilles et les racines, respectivement, par conséquent, cette observation montre que les composés phénoliques jouent un rôle vital dans l'ajustement du stress osmotique chez les plantes stressées. Clériver et *al.* (1996), ont montré que leur synthèse pendant les conditions de stress participe à la résistance ou l'acclimatation des plantes.

La chute de la quantité des composés phénoliques à un moment donné de l'expérimentation montre que d'autres protéines enzymatiques utilisent ces composés. En effet, les travaux réalisés par Gogbeu et *al.* (2012) sur le manioc ont montré que les polyphénol oxydases utilisaient les composés phénoliques comme substrat. De même, les études réalisées par Dogbo et *al.* (2008) chez la même plante ont montré que les teneurs des composés phénoliques variaient avec le temps après élicitation à l'acide salicylique. In (Gogbeu et *al.*, 2019)

Sur l'activité antioxydante

La concentration inhibitrice diminue en augmentant la concentration du NaCl dans la solution d'arrosage, on a enregistré des différences très hautement significatifs entre les génotypes du pois chiche et entre les traitements salins, ceci peut être expliqué par le fait que l'augmentation de la concentration des composés antioxydants dans les extraits méthanoliques des feuilles et des racines du pois chiche donne une activité antioxydante plus élevée à nos génotypes. Nos résultats se coroborent avec ceux de Bennabi, (2017) chez deux génotypes de haricot.

On a enregistré également que la salinité a augmenté significativement la conductivité électrique du sol, et que l'effet génotypes est non significatif sur cette variable dépendante. Irakoze et *al.* (2021) et Van Tan & Thanh. (2021) ont également enregistré une augmentation de la CE sous l'effet de la salinité.

Conclusion générale

CONCLUSION GENERALE

Avec l'accroissement de la population, il est important de satisfaire les besoins alimentaires de l'humanité. La réponse à ce besoin devient de plus en plus difficile de jour en jour. La plupart des terres agricoles dans le monde sont exposées à la salinité. Outre les facteurs naturels causant le stress salin, malheureusement, les mauvaises pratiques faites par les gens invitent également au stress salin. Les plantes développent des mécanismes de réponse pour survivre contre les effets négatifs qui se produisent sur elles. Ces mécanismes que l'on peut regrouper en physiologiques, morphologiques, biochimiques, dépendent de l'ampleur et de l'effet du stress et varient d'une espèce à l'autre. En raison de ces réponses, la tolérance des plantes à l'environnement dans lequel elles vivent augmente, elles peuvent être moins affectées par des facteurs externes et elles peuvent poursuivre leur cycle de vie.

Notre étude a porté sur une limitation de l'identification précoce des géotypes tolérants au sel. Nous avons étudié des paramètres physiologiques, morphologiques et hydriques au cours de la germination, dont chacune peut être utilisés comme marqueurs dans la sélection de géotypes tolérants au sel.

Sur la base de nos résultats de recherche, il est évident que le stress salin a des effets néfastes sur les processus physiologiques et biochimiques associés à la croissance, au développement, au rendement des plantes. Il a entraîné une diminution de la croissance des plantes avec un effet délétère plus prononcé dans la pousse plutôt que les racines. Des traits similaires d'adaptation physiologique et morphologique du sel ont été observé entre les différents géotypes sous le même traitement.

Cependant, cet influence négative était significative dès la concentration 68 mM de solution saline. Nos données aussi ont démontré que les plantules stressées avec 136 mM.l-1 présentait un potentiel d'adaptation plus élevé sous stress salin par rapport à celles arrosées par 170 mM.l-1.

Une distinction notable entre les géotypes testés a été observée dans la présente étude. Les géotype ILC482 et FLIP92-92 s'est avéré plus tolérants au stress salin que le FLIP09-53 et FLIP84-92 au stade germination.

Et comme indiqué par la réponse de la croissance des tiges, de la teneur en eau des feuilles, la teneur en chlorophylles et en proline, l'accumulation des polyphénols et leurs

activité antioxydante en présence de NaCl au stade floraison les quatre géotypes ILC482, FLIP98-41, FLIP92-92, FLIP93-93 sont avérés les plus tolérants.

L'occurrence de flavonoïdes dans les composés phénoliques est d'une importance capitale dans la protection contre les dommages oxydatifs.

Nous avons observé des différences entre les géotypes dans des conditions non salines également. Il a été rapporté que ces différences pourraient être dues au potentiel génétique de chaque géotype.

Les communautés microbiennes sont influencées par divers facteurs abiotiques et biotiques. Nos résultats ont montré que la salinité a affecté le nombre et le poids des nodules abritant les rhizobiums. Ces paramètres étaient influencés par le sel et les géotypes (caractère variétal).

Cette thèse résume que l'application de divers niveaux de stress salin a considérablement diminué les paramètres physiologiques, nutritionnels, biométriques, et les composantes du rendement, du pois chiche. En même temps, l'application de 170mM de NaCl a réduit significativement les ratio K^+/Na^+ et Ca^+/Na^+ chez les feuilles et les racines de pois chiche.

La sélection de géotypes tolérants à la salinité est une solution moins coûteuse pour diminuer l'effet dépressif de celle-ci sur les rendements et sur la sécurité alimentaire.

Les informations sur le mécanisme de tolérance sont utiles pour développer de nouveaux cultivars adaptables aux environnements salins bien que définir la tolérance au sel soit assez difficile en raison de la nature complexe du stress salin et le large éventail de réponses des plantes.

Comme si les plantes sont considérablement affectées par les conditions du changement environnemental, montrant par conséquent des croissances et des rendements inférieurs. Il est bien connu que la tolérance au stress des plantes est liée à leurs microbes associés. La tolérance au stress à médiation microbienne chez les plantes est une approche respectueuse de l'environnement pour atteindre une meilleure croissance et rendement des cultures. Les microorganismes bénéfiques peuvent être une meilleure option pour remplacer les engrais chimiques et les pesticides utilisés en agriculture

Références bibliographiques

Références bibliographiques

A

- Abbasi GH, Akhtar J, Anwar-ul-Haq M, Ali S, Chen ZH, Malik W. (2014). Exogenous potassium differentially mitigates salt stress in tolerant and sensitive maize hybrids. *Pak J Bot* 46:135–146.
- Abdalla M.H., Vuong T., D and Harper J.E., 1998 - Genotypic differences in dinitrogen fixation response to NaCl stress in intact and grafted soybean. *Crop Sci*; 38: p 72-77.
- Abdalla M.H., Vuong T.,D and Harper J.E., 1998 - Genotypic differences in dinitrogen fixation response to NaCl stress in intact and grafted soybean. *Crop Sci*; 38: p 72-77.
- Abdelguerfi-Laouar M., Hamdi N., Bouzid H., Zidouni F., Laib M., Bouzid L et Zine F. (2001). Les légumineuses alimentaires en Algérie : situation, état des ressources phytogénétiques et cas du pois chiche à Béjaia. 3 EMES journées scientifiques de l'INRA à Béjaia, 11-13 Avril 2001 (sous presse)
- Abdul-baki, A.A. and J.D. Anderson. (1970). Viability and leaching of sugars from germinating barely. *Crop Science*, 10: 31-34.
- Abeer, H., Abd_Allah, E. F., Alqarawi, A. A., & Egamberdieva, D. (2015). Induction of salt stress tolerance in cowpea [*Vigna unguiculata* (L.) walp.] by arbuscular mycorrhizal fungi. *Legume Research*, 38(5), 579-588.
- Achour, A. (2016). Caractérisations Physiologique et Biochimique du Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) sous Stress Salin. These de Doctorat en sciences de la Nature et de la Vie (SNV). Univ Oran , 1-140.
- AFNOR, A. (1982). Recueil de normes françaises des produits dérivés des fruits et légumes jus defruit. (AFNOR, Éd.)
- AFNOR. (1993). Corps gras, graines oléagineuses, produits dérivés. (AFNOR, Éd.)
- Aguilera-Carbo A., Augur C., Prado-Barragan L. A., Favela-Torres E., Aguilar C N. (2008). Microbial production of ellagic acid and biodégradation of ellagitannins. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 78: 189-199.
- Ahanger MA, Tyagi SR, Wani MR, Ahmad P. (2014). Drought tolerance: role of organic osmolytes, growth regulators, and mineral nutrients. In: Ahmad P, Ahanger MA, Singh VP, Tripathi DK, Alam P, Alyemini MN (eds) *Physiological mechanisms and adaptation strategies in plants under changing environment*. Springer, New York, pp 25–55.
- Ahanger, M. A., Tomar, N. S., Tittal, M., Argal, S., and Agarwal, R. M. (2017). Plant growth under water/salt stress: ROS production; antioxidants and significance of added potassium under such conditions. *Physiol. Mol. Biol. Plants* 23,731–744. doi: 10.1007/s12298-017-0462-7.

- Ahmad P, Jaleel CA, Sharma S. (2010). Antioxidant defense system, lipid peroxidation, proline metabolizing enzymes, and biochemical activities in two *Morus alba* genotypes subjected to NaCl stress. *Russ J Plant Physiol*, 57:509–517
- Ahmad P, Sharma S. (2008). Salt stress and phyto-biochemical responses of plants-a review. *Plant, Soil Environ* 54:89–99.
- Akbarimoghaddam H, Galavi M, Ghanbari A & Panjehkeh N (2011) Salinity effects on seed germination and seedling growth of bread wheat cultivars. *Trakia Journal of Sciences* 9: 43–50.
- Akbarimoghaddam H, Galavi M, Ghanbari A & Panjehkeh N (2011) Salinity effects on seed germination and seedling growth of bread wheat cultivars. *Trakia Journal of Sciences* 9: 43–50.
- Akhtar, M. S. (2019). Salt stress, microbes, and plant interactions: Mechanisms and molecular approaches. In *Salt Stress, Microbes, and Plant Interactions: Mechanisms and Molecular Approaches: Volume 2*. Springer Singapore.
- Akula, R.; Ravishankar, G.A. (2011). Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plant Signal Behav.* 6, 1720–1731.
- Akula, R.; Ravishankar, G.A. Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plant Signal Behav.* 2011, 6, 1720–1731.
- Alam MZ, Carpenter-Boggs L, Mitra S, Haque MM, Halsey J, Rokonuzzaman M, Saha B, Moniruzzaman M. (2017). Effect of salinity intrusion on food crops, livestock, and fish species at Kalapara Coastal Belt in Bangladesh. *J Food Qual* 2017:2045157.
- Alam MZ, Carpenter-Boggs L, Mitra S, Haque MM, Halsey J, Rokonuzzaman M, Saha B, Moniruzzaman M. (2017). Effect of salinity intrusion on food crops, livestock, and fish species at Kalapara Coastal Belt in Bangladesh. *J Food Qual* 2017:2045157.
- Alam MZ, Stuchbury T, Naylor REL, Rashid MA. (2004). Effect of salinity on growth of some modern rice cultivars. *J Agron* 3:1–10.
- Alam MZ, Stuchbury T, Naylor REL, Rashid MA. (2004). Effect of salinity on growth of some modern rice cultivars. *J Agron* 3:1–10.
- Aljerf, L., AlMasri, N. (2018). Persistence and bioaccumulation of persistent organic pollutants (POPs) in the soil and aquatic ecosystems: Syrian frontiers in ecology and environment. *Sustain. Environ.* 3, 358–386.
- Aljerf, L., AlMasri, N., 2018. Persistence and bioaccumulation of persistent organic pollutants (POPs) in the soil and aquatic ecosystems: Syrian frontiers in ecology and environment. *Sustain. Environ.* 3, 358–386.
- Allbed, A.; Kumar, L. (2013). Soil Salinity Mapping and Monitoring in Arid and Semi-Arid Regions Using Remote Sensing Technology: A Review. *Adv. Remote Sens.* 2, 373–385.

- Allbed, A.; Kumar, L. (2013). Soil Salinity Mapping and Monitoring in Arid and Semi-Arid Regions Using Remote Sensing Technology: A Review. *Adv. Remote Sens.* 2, 373–385.
- Almodares, A.; Hadi, M.R.; Dosti, B.(2007). Effects of Salt Stress on Germination Percentage and Seedling Growth in Sweet Sorghum Cultivars. *J. Biol. Sci.* 2007, 7, 1492–1495.
- Amini, S., Ghadiri, H., Chen, C., Marschner, P. (2016). Salt-affected soils, reclamation, carbon dynamics, and biochar: a review. *J. Soils Sediments* 16.
- Angus, J. F., Kirkegaard, J. A., Hunt, J. R., Ryan, M. H., Ohlander, L., & Peoples, M. B. (2015). Break crops and rotations for wheat. *Crop and Pasture Science*, 66(6), 523–552.
- Angus, J. F., Kirkegaard, J. A., Hunt, J. R., Ryan, M. H., Ohlander, L., & Peoples, M. B. (2015). Break crops and rotations for wheat. *Crop and Pasture Science*, 66(6), 523–552.
- Apel K, Hirt H. (2004). Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress, and signal transduction. *AnnuRev Plant Biol* 55:373–399.
- Arbaoui M. (2016). Effet du stress salin sur des plantules de tomate (*lycopersicon esculentum* Mill) cultivées sur substrat sableux amendé en bentonite, Thèse doctorat en sciences biologiques, p.168.
- Arbaoui M. (2016). Effet du stress salin sur des plantules de tomate (*lycopersicon esculentum* Mill) cultivées sur substrat sableux amendé en bentonite, Thèse doctorat en sciences biologiques, p.168.
- Asada K. (1999). The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. *Annualreview of plant biology*50(1): 601–639.
- Ashraf M., Mcneilly T. (2004). Salinity tolerance in Brassica oil seeds. *Critical Reviews in Plant Sciences* 23(2):157-174.
- Aslamsup, R., Bostansup, N., Mariasup, M., Safdar, W. (2011). A critical review on halophytes: salt tolerant plants. *J. Med. Plants Res.* 5, 7108–7118.
- Atieno J A. (2017). Unravelling the physiology and Genetics of salinity Tolerance in Chickpea (*Cicer arietinum* L.). A Phd thesis of the University of Adelaide, Australia. Babu. M.A, Singh.D and Gothandam.K.M. (2012). the effect of salinity on growth, hormones and mineralelements in leaf and fruit of tomato cultivar pkm1 *The Journal of Animal & Plant Sciences*, 22(1): 2012, Page: 159-164 ISSN: 1018-7081.
- Ayadi M. (2011). Variabilité de la tolérance à la salinité chez des espèces annuelles du genre *Medicago*, thèse de Magister, Université d'Oran.
- Ayyam, V., Palanivel, S., and Chandrakasan S. (2019). Approaches in land degradation management for productivity enhancement. In: *Coastal ecosystems of the tropics – Adaptive management*. Springer, Singapore.
- Azcon-Bieto J , Lambers H Day DA. (1983). Respiratory Properties of Developing Bean and Pea Leaves. *Functional Plant Biology* 10, 237-245.

B

- Babu. M.A, Singh.D and Gothandam.K.M. (2012). the effect of salinity on growth, hormones and mineralelements in leaf and fruit of tomato cultivar pkm1 *The Journal of Animal & Plant Sciences*, 22(1): 2012, Page: 159-164 ISSN: 1018-7081.
- Balasundram N., Sundram K. et Samman S. (2006). Phenolic compounds in plants and agriindustrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry*. 99 : 191–203.
- Bannari, A., & Al-Ali, Z. M. (2020). Assessing climate change impact on soil salinity dynamics between 1987-2017 in arid landscape using Landsat TM, ETM+ and OLI data. *Remote Sensing*, 12(17).
- Barbouchi M ; Lhissou R ; Chokmani K ; Abdelfattah R ; El Harti A et Ben Aissa N.(2013).caractérisation de la salinité des sols à l'aide de l'imagerie radar satellitaire : cas de la tunisie et du maroc. Rapport N° R1480 de Centre Eau Terre et Environnement Institut national de la recherche scientifique (INRS-ETE) Quebec.
- Barea JM, Azco'n R, Azco'n-Aguilar C. 2005a. Interactions between mycorrhizal fungi and bacteria to improve plant nutrient cycling and soil structure. In: Buscot F, Varma S, eds. *Micro-organisms in soils: roles in genesis and functions*. Heidelberg, Germany: Springer-Verlag, 195–212.
- Bargaz A, Lyamlouli K, Chtouki M, ZeroalY, et Dhiba D. (2018). Soil microbial resources for improving fertilizers efficiency in an integrated plant nutrient management system. *Front.Microbiol*, 9:1606.
- Belaid Djamel. (2016). La production de pois-chiche en ALGERIE. Collection Dossiers Agronomiques Edition 2016.
- Belaid Djamel. (2016). La production de pois-chiche en ALGERIE. Collection Dossiers Agronomiques Edition 2016.
- Ben Kaddour, M. (2014). Modifications physiologiques chez des plantes de blé (*Triticum durum* Desf) exposées à un stress salin. Thèse en vue de l'obtention d'un diplôme de doctorat 3eme cycle. Biologie végétale et environnement. Université Badji Mokhtar – Annaba.
- Ben Kaddour, M. (2014). Modifications physiologiques chez des plantes de blé (*Triticum durum* Desf) exposées à un stress salin. Thèse en vue de l'obtention d'un diplôme de doctorat 3eme cycle. Biologie végétale et environnement. université Badji Mokhtar – Annaba.
- Ben Khetrou, H. (2010). Contribution à l'étude de l'aptitude à la germination des graines d'*Agrania spinosa* L. (SAPOTACEAE) dans la région d'Ouargla. Mémoire ing. éco.
- Ben Khetrou, H. (2010). Contribution à l'étude de l'aptitude à la germination des graines d'*Agrania spinosa* L. (SAPOTACEAE) dans la région d'Ouargla. Mémoire ing. éco.

- Ben Mbarek, K. B. E. N., Boubaker, M., & Hannachi, C. (2012). Modélisation du rendement grain du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) du type « kabuli » sous les conditions édapho-climatiques du semi-aride supérieur Tunisien. 2009, 16–28.
- Ben Mbarek, K. Ben, Boujelben, A., Boubaker, M., & Hannachi, C. (2009). Criblage et performances agronomiques de 45 génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) soumis à un régime hydrique limité. *Biotechnology, Agronomy and Society and Environment*, 13(3), 381–393.
- Ben Naceur M, Rahmoun C, Sdiri H, MEDDAHI M.L, selmi M. (2001). effet du stress salin sur la germination, la croissance, et la production en grain de quelques variétés maghrebines de blé, *Secheresse*, 12(3), p.167-74.
- Benhamdi.A. (2014). Etude des enzymes du stress oxydatif chez *hedysarum pallidum* Desf et *Lygeum spartum* L en réponse à la pollution du sol par l'antimoine. Thèse de Doctorat en 3 -ème cycle LMD. Université de Constantine1.
- Benidire.L ; Daoui.K ; Fatemi Z.A, Achouak. W, Bouarab.L, Oufdou. K. (2015). Effet du stress salin sur la germination et le développement des plantules de *Vicia faba*L.J. *Mater. Environ. Sci.* 6 (3). 840-851.
- Benjamin JJ, Lucini L, Jothiramshekar S, Parida A. (2018). Metabolomic insights into the mechanisms underlying tolerance to salinity in different halophytes. *Plant PhysiolBiochem* (Online).
- Benmahioul, B., Daguin, F., and Kaid-Harche, M. (2009). Effet du stress salin sur la germination et la croissance in vitro du pistachier (*Pistacia vera* L.). *Comptes Rendus Biologies.* 332(8) : p. 752-758.
- Bennabi Farid. (2017). Les marqueurs biochimiques de la tolérance à la salinité chez *Phaseolus vulgaris* L. Thèse de Doctorat en sciences, Université d'Oran 1 Ahmed Ben Bella.
- Berger J.D. (2014). An evolutionary perspective on the role of phenology in the specific adaptation of chickpea. *Legumes Perspectives* (3):8-11.
- Berger JD, Turner NC, Siddique KHM, Knights EJ, Brinsmead RB, Mock I, Edmonson C and Khan TN .(2004). Genotype by environment studies across Australia reveal the importance of phenology for chickpea (*Cicer arietinum* L.) improvement. *Australian Journal of Agricultural Research* 55: 1071–1084.
- Bernard T, Pocard J, Perroud B, Le Rudulier D. (1986). Variation in the response of salt stressed *Rhizobium* strains to betaines. *Arch. Microbiol.* 143: 359-364 Bhatt et al. (2020).
- Bhatt, T., Sharma, A., Puri, S., & Minhas, A. P. (2020). Salt Tolerance Mechanisms and Approaches: Future Scope of Halotolerant Genes and Rice Landraces. *Rice Science*, 27(5), 368-383.
- Blatt MR & Armstrong F. (1993). K⁺ channels of stomatal guard cells: abscisic-acid-evoked control of the outward rectifier mediated by cytoplasmic pH. *Planta* 191(3): 330–341.

- Blaylock A.D. (1994). Soil Salinity, Salt Tolerance, and Growth Potential of Horticulture and Landscape Plants. University of Wyoming. Cooperative Extension Service. B-988.
- Bohnert H J, Jensen R G. (1996). Strategies for engineering water stress tolerance in plants. Trends Biotechnol, 14(3): 89-97.
- Bohnert, H. J., & Jensen, R. G. (1996). Strategies for engineering water-stress tolerance in plants. Trends in Biotechnology, 14(3), 89–97.
- Bouchenak F & Degaïchia, Hoceme & Fella, Zibouche & Cherifa, Chaouia. (2019). Effects of inoculation by rhizobacteria and osmoprotective molecules on the adaptation of barley (*Hordeum vulgare* .L) under salines constraints.
- Brady .N.C et Weil. R.R. (2002). the nature and the propieties of soils. 13th edn. Prentice hall. Upper saddle river, NJ, USA.
- Bresler, E., Mc Neal, B.L. and Carter, D.L.,1982-Saline and Sodic Soils. Principles, Dynamics, Modeling. Berlin, Heidelberg, New York: Springer Verlag.
- Bruneton J. (1999). Phytochimie. Plantes medicinales. Pharmacognosie. 3eme édition, Paris, France. pp : 125165.
- Bruneton J. (2008). Acides phénols. In: Pharmacognosie, phytochimie et plantes médicinales. Ed: Tec & Doc. Lavoisier, Paris. pp 198-260.
- Burssens S, Himanen K, Van de Cotte B, Beeckman T, Van Montagu M, Inzé D & Verbruggen N (2000) Expression of cell cycle regulatory genes and morphological alterations in response to salt stress in Arabidopsis thaliana. Planta 211(5): 632–640.
- Butcher, K., Wick, A. F., Desutter, T., Chatterjee, A., & Harmon, J. (2016). Soil salinity: A threat to global food security. Agronomy Journal, 108(6), 2189–2200.
- Byerlee, D., & White, R. (2000). Agricultural Systems Intensification and Diversification through Food Legumes: Technological and Policy Options. 31–46.
- Byerlee, D., & White, R. (2000). Agricultural Systems Intensification and Diversification through Food Legumes: Technological and Policy Options. Current Plant Science and Biotechnology in Agriculture, 31–46.

C

- Cai Z.Q., Gao Q. (2020). Comparative physiological and biochemical mechanisms of salt tolerance in five contrasting highland quinoa cultivars. BMC Plant Biology, 20: 70.
- Calu G. (2006). Effet du stress salin sur les plantes. Comparaison entre deux plantes modèles : Arabidopsis thaliana et Thellungiella halophila. Master 1, Recherche biotechnologie : du gène à la molécule, SpectroSciences,(article 23), p. 10pp.
- Carter, D L.(1975). In plant in saline environments Poljakff mayber, A and J Gaale, (Eds) PP 25-35.

- Chaker-Haddadj Assia, N. F. A. K.-S. H. & O. S. M. (2014). Effects of Salt Stress on Growth, Nodulation and Nitrogen Fixation of Faba Bean (*Vicia faba* L. Minor) Cultivated in Algeria. *International Journal of Bio-Technology and Research (IJBTR)*, 4(5), 1-10.
- Chakma, P., Hossain, M.M., Rabbani, M.G. (2019). Effects of salinity stress on seed germination and seedling growth of tomato. *J. Bangladesh Agric. Univ.* 17.
- Chalk, P. M. 1998. Dynamics of biologically fixed N in legume-cereal rotations: a review. *Australian Journal Of Agricultural Research*, 49, 303-316.
- Chaves, M. M., J. Flexas, and C. Pinheiro, 2009: Photosynthesis under drought and salt stress: regulation mechanisms from whole plant to cell. *Ann. Bot.* 103, 551—560.
- Chohan,
- Chen, P.Y., Ma, M., yu Shi, L. (2019). Trade-off between salt secretion and gas exchange by stomata in the leaves of *Glycyrrhiza uralensis*. *Curr. Sci.* 116, 1212.
- Cherif. E. (2019). L'essentiel De L'agroalimentaire Et L'agriculture -Economie Legumes Secs, Les Aliments de demain. *Revue Agroline - N°111*.
- Chérifi. K ; Anagri. A; Boufous E.H et El Mousadik A. (2017). effet du chlorure de sodium (NaCl) sur la croissance de six especes d'acacia. *American journal of innovative research and applied sciences.* issn 2429-5396.
- Cherlet, M., Hutchinson, C., Reynolds, J., Hill, J., Sommer, S., and von Maltitz, G., 2018- *World Atlas of Desertification* (Luxembourg: Publication Office of the European Union).
- Cheyrier, V. (2005). Polyphenols in foods are more complex than often thought. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 81(Suppl), 223S–229S.
- Cheyrier, V.; Comte, G.; Davies, K.M.; Lattanzio, V.; Martens, S.(2013). Plant phenolics: Recent advances on their biosynthesis, genetics, and ecophysiology. *Plant Physiol. Biochem.* 2013, 72, 1–20.
- Chira K., Such J., Saucier C., Teissèdre L. (2008). *Les polyphénols du raisin*. Ed :Springer.6 :75-82.
- Choi, W. G., Toyota, M., Kim, S. H., Hilleary, R., & Gilroy, S. (2014). Salt stress-induced Ca²⁺ waves are associated with rapid, long-distance root-to-shoot signaling in plants. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 111(17), 6497–6502.
- Choudhary DK. (2012). Microbial rescue to plant under habitat imposed abiotic and biotic stresses. *Appl Microbiol Biotechnol* 96:1137–1155.
- Clériveret, A., Alami, I., Breton, F., Garcia, D., & Sanier, C. (1996). Les composés phénoliques et la résistance des plantes aux agents pathogènes. *Acta Botanica Gallica*, 143(6), 531–538.
- Côme, D. (1970) *Les obstacles à la germination*. Monographies de Physiologie Végétale No. 6, Masson, Paris.

- Cordovilla, M.D.P., Ligeró, F. and Lluch, C. (1999). Effects of NaCl on growth and nitrogen fixation and assimilation of inoculated and KNO₃ fertilized *Vicia faba* L. and *Pisum sativum* L. plants. *Plant Sci.* 140, 127-136.
- Cordovilla, M.P., Ligeró, F. and Lluch, C. (1995). Influence of host genotypes on growth, symbiotic performance and nitrogen assimilation in faba bean (*Vicia faba* L.) under salt stress. *Plant Soil.* 172, 289-297.
- Corrêa, N. S., Bandeira, J. de M., Marini, P., de Borba, I. C. G., Lopes, N. F., & de Moraes, D. M. (2013). Salt stress: Antioxidant activity as a physiological adaptation of onion cultivars. *Acta Botanica Brasílica*, 27(2), 394–399.
- Crews T, Peoples M (2004) Legume versus fertilizer sources of nitrogen: ecological tradeoffs and human needs. *Agric Ecosyst Environ* 102:279–297.
- Croser, J.S., Ahmad, F., Clarke, H.J., and Siddique, K.H.M. (2003). Utilisation of wild Cicer in chickpea improvement — progress, constraints, and prospects. *Australian Journal of Agricultural Research* 54, 429-444.
- Crozier A, Jaganath IB, Clifford MN. (2006). Phenols, polyphenols and tannins: an overview. In: Crozier A, Ashihara H (eds) *Plant secondary metabolites: occurrence, structure and role in the human diet*. Blackwell, Oxford, pp 1–24.
- Crozier A. (2003). Classification and biosynthesis of secondary plant products: an overview. In *Plants" Diet and Health"*. Ed. Goldberg. pp: 27- 48.
- Cuartero, J., Fernández-Muñoz, R. (1998). Tomato and salinity. *Sci. Hortic. (Amsterdam)* 78, 83–125.
- Cubero JI. (1987). Morphology of chickpea. In: Saxena MC, Singh KB (eds) *The Chickpea*. CAB. International, Wallingford, Oxon, OX10 8DE, UK, p. 35–66.
- Cubero. JI. (1987). Morphology of chickpea. In: Saxena MC, Singh KB (eds) *The Chickpea*. CAB. International, Wallingford, Oxon, OX10 8DE, UK, p. 35–66.

D

- Dagar JC, Minhas PS (2016) *Agroforestry for management of waterlogged saline soils and poor-quality waters*. *Advances in agroforestry series, Vol 11*. Springer India, New Delhi/Dordrecht/New York (in press).
- Dagar, J. C., Sharma, D. K., Sharma, P. C., & Singh, A. K. (2016). Innovative saline agriculture. In *Innovative Saline Agriculture (Issue August)*.
- Dagar, J. C., Yadav, R. K., & Sharma, P. C. (Eds.). (2019). *Research developments in saline agriculture*. Springer.
- Daliakopoulos, I.N ;Tsanis, I.K.; Koutroulis, A.; Kourgialas, N.N.; Varouchakis, A.E.; Karatzas, G.P.; Ritsema, C.J.(2016).The threat of soil salinity: A European scale review. *Sci. Total Environ.* 2016, 573, 727–739.

- Dangles, O., Crespo-Pérez, V., Andino, P., Espinosa, R., Calvez, R., & Jacobsen, D. (2011). Predicting richness effects on ecosystem function in natural communities: Insights from high-elevation streams. *Ecology*, 92(3), 733–743.
- Daroui, E.A., Boukroute, A., Kouddane, N.-E., and Berrichi, A. (2013). Effet de la salinité sur la germination et la croissance in vitro du *Washingtonia filifera* L. *Nature & Technology*, 2013. 8: p. 32-38.
- De Souza Silva, C.M.M., & Fay, E. F. (2012). Effect of Salinity on Soil Microorganisms. *Soil Heal. L. use Manag.* 10, 177–198.
- De wet, j. M. J., Zeven, a. C. & Zhukovskii, p. M. 1982. Dictionary of cultivated plants and their regions of diversity, excluding most ornamentals, forest trees and lower plants, Wageningen, Pudoc.
- Decros, G.; Baldet, P.; Beauvoit, B.; Stevens, R.; Flandin, A.; Colombié, S.; Gibon, Y.; Pétriacq, P. (2019). Get the balance right: ROS homeostasis and redox signalling in fruit. *Front. Plant Sci.* 10, 1091.
- Dehnavi, A. R., Zahedi, M., Ludwiczak, A., Perez, S. C., & Piernik, A. (2020). Effect of salinity on seed germination and seedling development of sorghum (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) genotypes. *Agronomy*, 10(6).
- Delfine S, Alvino A, Zacchini M, Loreto F. (1998). Consequences of salt stress on conductance to CO₂ diffusion, Rubisco characteristics and anatomy of spinach leaves. *Funct Plant Biol* 25:395–402.
- Delgado, M.J., & Ligeró, F., & Lluch, C. (1994). Effect of salt stress on growth and nitrogen fixation by pea, faba-bean, common bean and soybeans plants. *Soil Biol Biochem*, 26, 371-376.
- Dias, D.A. ; Hill, C.B. ; Jayasinghe, N.S. ; Atieno, J. ; Sutton, T. ; Roessner, U. (2015). Quantitative profiling of polar primary metabolites of two chickpea cultivars with contrasting responses to salinity. *J. Chromatogr. B* 2015, 1000, 1–13.
- Dietz, K.-J. (2016). Thiol-based peroxidases and ascorbate peroxidases: Why plants rely on multiple peroxidase systems in the photosynthesizing chloroplast? *Mol. Cells* 2016, 39, 20.
- Dietz, K.-J. (2016). Thiol-based peroxidases and ascorbate peroxidases: Why plants rely on multiple peroxidase systems in the photosynthesizing chloroplast? *Mol. Cells*. 39, 20.
- Dogbo, D., Bekro, J., Bekro, Y., Sie, R., Gogbeu, S., & Traore, A. (2008). Influence de l'acide salicylique sur la synthèse de la phénylalanine ammonia-lyase, des polyphénoloxydases et l'accumulation des composés phénoliques chez le manioc (*Manihot esculenta* Crantz). *Sciences & Nature*, 5(1).
- Druzynska, B., Stepniewska, A., Wolosiak, R. (2007). The influence of time and type of solvent on the efficiency of the extraction of polyphenols from green tea and antioxidant properties obtained extracts. *Acta Scientiarum Polonorum. Technologie Alimentaria*. 6(1): 27-36.

DSA Sidi Bel Abbes. (2021). La direction des services agricoles, service des statistiques et agricoles.

Duboi M., Gilles K.A., Hamilton J.K., Rebers P.A. and Smith F. (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.*, 28:350-356.

E

Egamberdieva D, Wirth SJ, Bellingrath-kimura SD, Mishra J and Arora NK. (2019). Salt tolerant plant growth promoting rhizobacteria for enhancing crop productivity of saline soils. *Front. Microbiol.* 10:2791

Egamberdieva, D., Wirth, S.J., Alqarawi, A.A., Abd_Allah, E.F., Hashem, A. (2017). Phytohormones and beneficial microbes: essential components for plants to balance stress and fitness. *Front. Microbiol.* 8, 2104. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.02104>

El Gharras, H. (2009). Polyphenols: Food sources, properties and applications - A review. *International Journal of Food Science and Technology*, 44(12), 2512–2518.

Elhakem, A. H. (2020). Salicylic acid ameliorates salinity tolerance in maize by regulation of phytohormones and osmolytes. *Plant, Soil and Environment*, 66(10), 533-541. <https://doi.org/10.17221/441/2020-PSE>

El-Nady, M., & Bellal, E. (2005). Responses of faba bean (*Vicia faba* L.) plants to root nodule bacteria under salinity conditions. *J. Agric. Res.*, 49, 245-253.

Esechie, H. A., Al-Barhi, B., Al-Gheity, S., & Al-Khanjari, S. (2002). Root and shoot growth in salinity-stressed alfalfa in response to nitrogen source. *Journal of Plant Nutrition*, 25(11), 2559–2569.

Essa TA. (2002). Effect of salinity stress on growth and nutrient composition of three soybean (*Glycine max* L. Merrill) cultivars. *J Agron Crop Sci* 88:86–93

Essington. M.E. (2004). soil and water chemistry and integrative approach CRC. Press USA. *EXP Bot* 34 :941-950.

Etesami, H., and Beattie, G. A. (2017). “Plant-microbe interactions in adaptation of agricultural crops to abiotic stress conditions,” in *Probiotics and Plant Health*, eds V. Kumar et al. (Berlin: Springer), 163–200. doi: 10.1007/978-981-10-3473-2_7.

F

Fageria, N.K., Gheyi, H.R., Moreira, A. (2011). Nutrient bioavailability in salt affected soils. *J. Plant Nutr.* 34, 945–962.

Fahad, S., Hussain, S., Matloob, A., Khan, F. A., Khaliq, A., Saud, S., Hassan, S., Shan, D., Khan, F., Ullah, N., Faiq, M., Khan, M. R., Tareen, A. K., Khan, A., Ullah, A., Ullah, N., & Huang, J.

- (2015). Phytohormones and plant responses to salinity stress: a review. *Plant Growth Regulation*, 75(2), 391-404.
- Fahmi, A.I., & Agate, H.H., & Eissa, R.A., & Hassan, M.M. (2011). Effect of salt stress on some nitrogen fixation parameters in Faba Bean. *Pakistan J Biol Sci*, 14, 385-391.
- FAO and ITPS. (2015). Status of the World's Soil Resources (SWSR) – Main Report. Food and Agriculture Organization of the United Nations and Intergovernmental Technical Panel on Soils, Rome, Italy.
- FAOSTAT. (2021). Food and agriculture organization of the United States. <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QC>.
- Flowers TJ, Hajibagheri MA, Clipson NJW. (1986). Halophytes. *Quart Rev Biol* 61:313–337.
- Flowers, T.J., Gaur, P.M., Gowda, C.L.L., Krishnamurthy, L., Samineni, S., Siddique, K.H.M., Turner, N.C., et al. (2010). Salt sensitivity in chickpea. *Plant, Cell & Environment* 33, 490-509.
- Flowers, T.J.; Munns, R.; Colmer, T.D. (2015). Sodium chloride toxicity and the cellular basis of salt tolerance in halophytes. *Ann. Bot.* 115, 419–431.
- Foyer CH, Noctor G. (2005). Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. *Plant, Cell and Environment* 28, 1056–1077.
- Foyer CH, Noctor G. 2005a. Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. *Plant, Cell and Environment* 28, 1056–1077.
- Foyer, C. H., and Noctor, G. (2003). Redox sensing and signaling associated with reactive oxygen in chloroplasts, peroxisomes and mitochondria. *Physiol. Plant.* 119, 355–364.
- Fricke, Wieland, Akhiyarova, Gulya, Veselov, Dima, Kudoyarova G. 2004. Rapid and tissue-specific changes in ABA and in growth rate in response to salinity in barley leaves. *Journal of Experimental Botany* 55: 1115–1123.

G

- Gaid.S. (2015). La tolérance à la salinité du pois chiche (*Cicer arietinum* L). thèse de magister en physiologie végétale. Université d'Oran1.
- Gangwar P, Singh R, Trivedi M, and Rajesh K. Tiwari. (2020). Sodic Soil: Management and Reclamation Strategies. 175-190.
- Garg, N., & Singla, R. (2004). Growth, photosynthesis, nodule nitrogen and carbon fixation in the chickpea cultivars under salt stress. *Braz J Plant Physiol*, 16, 137-146.

- Garwe D, Chawira MA, Kusena K. (2009). Country Report on the State of Plant Genetic Resources for Food and Agriculture Zimbabwe. Retrieved from <http://www.fao.org/3/i1500e/Zimbabwe.pdf>.
- Gaur PM, Tripathi S, Gowda CLL, Ranga Rao GV, Sharma HC, Pande S and Sharma M. (2010). Chickpea Seed Production Manual. Patancheru 502 324, Andhra Pradesh, India: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics (ICRISAT) 28 pp.
- Geervani P. (1991). Utilization of chickpea in India and scope for novel and alternative uses, P. 47-54 in uses of tropical legumes. Proceedings of consultants meeting 27-30 March, 1989 (ICRISAT centre Patancheru, Andhra Pradesh, India).
- Georgiev GI, Atkins CA. 1993. Effects of salinity on N₂ fixation, nitrogen metabolism and export and diffusive conductance of cowpea root nodules. *Symbiosis* 15, 239–55.
- Geressu, K. and Gezaghegne, M. (2008). Response of Some Lowland Growing Sorghum (*Sorghum bicolor* L. Moench) Accessions to Salt Stress During Germination and Seedling Growth. *African Journal of Agricultural Research*, 3(1): 44-48.
- Ghamnia Y. (2013). action de la salinité sur les caractéristiques physiologiques, biométriques, hydriques et minérales de la fève *Vicia faba* L. conduite dans un substrat sableux amendé à 7% de bentonite, thèse de MAGISTER université d'oran.
- Ghanem, M. E., van Elteren, J., Albacete, A., Quinet, M., Martínez-Andújar, C., Kinet, J. M., and Lutts, S. (2009). Impact of salinity on early reproductive physiology of tomato (*Solanum lycopersicum*) in relation to a heterogeneous distribution of toxic ions in flower organs. *Funct. Plant. Biol.* 36(2), 125-136.
- Ghassemi, F.; Jakeman, A.J.; Nix, H.A. (1995). *Salinization of Land and Water Resources*; University of New southWales Press Ltd.: Canberra, Australia, 1995.
- Ghedira K. (2005). Les flavonoïdes : structures, propriétés biologiques, rôles prophylactiques et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*. 04: 162-169.
- Gholami, M, Reimer C, Erbe M, Preisinger R, Weigend A, Weigend S, B Servin, et H Simianer. (2015). Genome Scan for Selection in Structured Layer Chicken Populations Exploiting Linkage Disequilibrium Information. *PLoS ONE*, 10(7), 1-15.
- Gill, S.S., Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry* 48, 909–930.
- Gogbeu S.J., Dogbo D.O., Zohouri G.P., N'Zué B. and Bekro-Mamyrbekova J.A. (2012). Induction of polyphenoloxidases activities and phenolic compounds accumulation in cells and plants elicited of cassava (*Manihot esculenta* Cranz). *Journal of Scientific Research and Reviews*, 1(1): 7-14
- Gogbeu Seu Jonathan, Yapo Sopie Edwige-Salomé, Gore Bi Boh Nestor, Ayolie Koutoua1, Kouassi N'dri Jacob1, Nacanabo Rasmane1, Dogbo Denezon Odette, Kouadio Yatty Justin. (2019). Effets du traitement des plants de riz (*oryza sativa* l.) au chlorure de sodium sur la synthèse et accumulation des sucres totaux et des composés

phénoliques ethanosolubles dans les feuilles et racines. *Journal of Applied Biosciences* 135: 13775 – 13787. ISSN 1997-5902.

Gorji, T., Yildirim, A., Sertel, E., & Tanık, A. (2019). Remote sensing approaches and mapping methods for monitoring soil salinity under different climate regimes Taha GORJI, Aylin YILDIRIM, Elif SERTEL & Aysegül TANIK Remote sensing approaches and mapping methods for monitoring soil salinity under differe. *International Journal of Environment and Geoinformatics (IJECEO)* Is an International, Multidisciplinary, Peer Reviewed, Open Access Journal., 6(1), 33–49.

Gould, K.S.; Lister, C. (2006). Flavonoid functions in plants. In *Flavonoids. Chemistry, Biochemistry, and Applications* ; Andersen, Ø.M., Markham, K.R., Eds.; CRC Press: Boca Raton, FL, USA, 2006; pp. 397–441.

Graham PH, Rosas JC, Estevez de Jensen C, Peralta E, Tlusty B, Acosta-Gallegos J, Pereira PA. (2003). Addressing edaphic constraints to bean production: the bean/cowpea CRSP project in perspective. *Field Crop Res* 82: 179-192.

Graham PH, Rosas JC, Estevez de Jensen C, Peralta E, Tlusty B, Acosta-Gallegos J, Pereira PA. (2003). Addressing edaphic constraints to bean production: the bean/cowpea CRSP project in perspective. *Field Crop Res* 82: 179-192.

GRDC ,2017- GRDC Grow Notes Chickpea Western Region. (Australia: Grains Research and Development Corporation).

Greenway H, Munns R. (1980). Mechanisms of salttolerance in nonhalophytes. *AnnuRev PlantPhysiol*31:149–190.

Grennan AK. (2006). High Impact Abiotic Stress in Rice. An ‘ Omic’ Approach ; *Plant Physiol.*140 :1139-1141.

Guignard J.L. (2000). Les composés aromatiques In: *Biochimie végétal*. Ed : Dunod. pp :161-217.

Gulzar S, Khan MA, Ungar IA (2003) Salt tolerance of a coastal salt marsh grass. *Commun Soil Sci Plant Anal* 34:2595–2605.

Gunawardena AH, Greenwood JS, Dengler NG (2004) Programmed cell death remodels lace plant leaf shape during development. *Plant Cell* 16:60–73.

Gupta B, Huang B. (2014). Mechanism of salinity tolerance in plants: physiological, biochemical, and molecular characterization. *Int J Genom*:701596.

H

Hajlaoui H ; Denden M et Bouslama M. (2007). Étude de la variabilité intraspécifique de tolérance au stress salin du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) au stade germination. *Tropicultura*, 25(3): 168-173.

Hale, T. (1758). *A Compleat Body of Husbandry*, Vol 2 (London).

- Hamdy A. (1999). Saline irrigation and management for a sustainable use Advanced short course on saline irrigation proceeding, agadir (Moroco) pp152 – 227.
- Hanana, M., Hamrouni, L., Cagnac, O., & Blumwald, E. (2011). Mechanisms and cellular strategies of salinity tolerance (NaCl) in plants. *Environmental Reviews*, 19(1), 121-140. <https://doi.org/10.1139/a11-003>
- Hanin M, Ebel C, Ngom M, Laplaze L, Masmoudi K. (2016). New insights on plant salt tolerance mechanisms and their potential use for breeding. *Frontiers in Plant Science* 7: 1–17.
- Harlan, J. R., & de Wet, J. M. J. (1971). Toward a Rational Classification of Cultivated Plants. *Taxon*, 20(4), 509.
- Hasamuzzaman, M., Fujita, M., & Islam, M. N. (2009). Letter International Journal of Integrative Biology Performance of four irrigated rice varieties under different levels of salinity stress Seed germination. *International Journal of Integrative Biology*, 6(2), 85–90.
- Hasanuzzaman M, M.H.M. Bhuyan B, Zulfiqar F, Raza A, Sayed M Mo, Jubayer Al Mahmud, Masayuki Fujita et Vasileios Fotopoulos. (2020). Reactive Oxygen Species and Antioxidant Defense in Plants under Abiotic Stress: Revisiting the Crucial Role of a Universal Defense Regulator. *Antioxidants*, 9(8), 681.
- Hasanuzzaman, M., Hossain, M. A., & Fujita, M. (2012). Exogenous selenium pretreatment protects rapeseed seedlings from cadmium-induced oxidative stress by upregulating antioxidant defense and methylglyoxal detoxification systems. *Biological Trace Element Research*, 149(2), 248–261.
- Hasanuzzaman, M.; Bhuyan, M.; Anee, T.I.; Parvin, K.; Nahar, K.; Mahmud, J.A.; Fujita, M. (2019). Regulation of ascorbate-glutathione pathway in mitigating oxidative damage in plants under abiotic stress. *Antioxidants* 8, 384.
- Hatimi, A. (1999). Effect of salinity on the association between root symbionts and *Acacia cyanophylla* Lind.: growth and nutrition. *Plant Soil*. 216, 93-101.
- Hawtin, G.C.; Singh, K.B. (1980). Kabuli-desi introgression: problems and prospects. *Proceedings of the International Workshop on Chickpea Improvement*, hyderabad, India, 28 February - 2 March 1979, 51-60. Patancheru: ICRISAT.
- He Z., Xia W. et Chen J. (2008). Isolation and structure elucidation of phenolics compounds in Chinese olive (*Cnarium album* L.) fruit. *European Food Research and Technology*. 226: 1191-1196.
- Helbaek, H. (1970). The plant husbandry at Hacillar. In: *Excavation at Hacillar* (ed. Mellaart, J.). pp. 189-244. Edinburgh University Press, Edinburgh.
- Hirschi, D. (2004). The calcium conundrum, both versatile nutrient and specific signal. *Plant Physiol.*, 136: 2438- 2442.

Huang Z, Zhao L, Chen D, Liang M, Liu Z, Shao H, Long X. (2013). Salt stress encourages proline accumulation by regulating proline biosynthesis and degradation in Jerusalem artichoke plantlets. *PLoS One* 8:e0062085.

I

Ibrahim, E.A. (2016). Seed priming to alleviate salinity stress in germinating seeds. *J. Plant Physiol.* <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2015.12.011>

Ibrar M, Jabeen M, Tabassum J, Hussain F, Ilahi I. (2003). Salt tolerance potential of *Brassica juncea* Linn. *J Sci Tech Univ Peshawar* 27:79–84.

Imhoff, J.F. (1986). Osmoregulation and compatible solutes in eubacteria. *FEMS Microbiol. Rev.* 39, 57-66.

Imhoff, J.F. (1986). Osmoregulation and compatible solutes in eubacteria. *FEMS Microbiol. Rev.* 39,57-66.

Irakoze, W., Prodjimoto, H., Nijimbere, S., Bizimana, J. B., Bigirimana, J., Rufyikiri, G., & Lutts, S. (2021). NaCl- and Na₂SO₄-Induced Salinity Differentially Affect Clay Soil Chemical Properties and Yield Components of Two Rice Cultivars (*Oryza sativa* L.) in Burundi. *Agronomy*, 11(3), 571.

IUSS Working Group WRB. (2014). World reference base for soil resources 2014. Edited by Schad P, van Huyssteen C, Micheli E. *World Soil Resources Reports No. 106*. FAO, Rome. 189 p. ISBN 978-92-5-108369-7

Ivushkin, K., Bartholomeus, H., Bregt, A.K., Pulatov, A., Kempen, B., de Sousa, L. (2019). Global mapping of soil salinity change. *Remote Sens. Environ.* 231.

J

Jabeen M, Ibrar M, Azim F, Hussain F, Ilahi I (2003) The effect of sodium chloride salinity on germination and productivity of Mung bean (*Vigna mungo* Linn.). *J Sci Tech Univ Peshawar* 27:1–5.

Jabs, T. (1999). Reactive oxygen intermediates as mediators of programmed cell death in plants and animals. *Biochem. Pharmacol.* 57, 231–245.

Jacobson, M.D., Well, M., and Raff, M. (1997). Programmed cell death in animal development. *Cell* 88, 347–354.

Jalil S.U., Ansari M.I. (2019): Role of phytohormones in recuperating salt stress. In: Akhtar M.S. (ed.): *Salt Stress, Microbes, and Plant Interactions: Mechanisms and Molecular Approaches*. Singapore, Springer. ISBN 978-981-13-8805-7.

Jallouli, S. S. (2019). Étude de l'homéostasie des sucres en réponse à une forte salinité chez *Arabidopsis thaliana* : impact sur l'anatomie des tissus vasculaires dans la hampe florale et rôle dans la tolérance.

- Jamalian, S., Gholami, M., & Esna-Ashari, M. (2013). Abscisic acid-mediated leaf phenolic compounds, plant growth and yield in strawberry under different salt stress regimes. *Theoretical and Experimental Plant Physiology*, 25(4), 291–299.
- Jamil, A., Ullah, F., & Rha, E. S. (2012). Effect of salinity on physiological and biochemical characteristics of different varieties of rice. *Pakistan Journal of Botany*, 44(SPL.ISS.1), 7-13.
- Jamil, A.; Riaz, S.; Ashraf, M.; Foolad, M.R. (2011). Gene Expression Profiling of Plants under Salt Stress. *Crit. Rev. Plant Sci.* 30, 435–458.
- Jamil, M., Rha, E.-S. (2004). The effect of salinity (NaCl) on the germination and seedling of sugar beet (*Beta vulgaris* L.) and cabbage (*Brassica oleracea* L.). *Plant Resour.* 7.
- Jiang, Y.; Deyholos, M.K. (2006). Comprehensive transcriptional profiling of NaCl-stressed *Arabidopsis* roots reveals novel classes of responsive genes. *BMC Plant Biol.* 6-25.
- Jiang, Z., Zhou, X., Tao, M., Yuan, F., Liu, L., Wu, F., Wu, X., Xiang, Y., Niu, Y., Liu, F., Li, C., Ye, R., Byeon, B., Xue, Y., Zhao, H., Wang, H.N., Crawford, B.M., Johnson, D.M., Hu, C., Pei, C., Zhou, W., Swift, G.B., Zhang, H., Vo-Dinh, T., Hu, Z., Siedow, J.N., and Pei, Z.M. (2019). Plant cell-surface GIPC sphingolipids sense salt to trigger Ca²⁺ influx. *Nature* 572, 341–346.

K

- Kaloki, P. (2017). Breeding for increased water use efficiency in chickpea. A thesis submitted for the fulfillment of the requirements for doctor of philosophy. The University of Sydney.
- Kalve, S., and Tadege, M. (2017). A comprehensive technique for artificial hybridization in chickpea (*Cicer arietinum*). *Plant Methods* 13:52, 1-9.
- Kamphorst, A. and Bolt, G.H. (1976). Saline and sodic soils. In G.H. Bolt and M.G.M. Bruggenwert (Eds.), *Soil Chemistry. A Basic Elements* (pp. 171-191). Amsterdam, Oxford, New York: Elsevier Scientific Publishing Company.
- Kantar, F., Hafeez, F.Y., Shivakumar, B.G., Sundaram, S.P., Tejera, N.A., Aslam, A., Bano, A., et al. (2007). Chickpea: Rhizobium management and nitrogen fixation. In *Chickpea Breeding and Management*, S.S. Yadav, R.J. Redden, W. Chen, and B. Sharma, eds. (Wallingford: CAB International), pp. 179-192.
- Kao R. K., Jaiswal W., Kolch., Landreth G.E., 2001. Identification of the mechanisms regulating the differential activation of the MAPK cascade by epidermal growth factor and nerve growth factor in PC12 cells. *J. Biol. Chem.* 276: 18169–18177.
- Karimi G, Ghorbanli M, Heidari H, Nejad RAK, Assareh MH (2005) The effects of NaCl on growth, water relations, osmolytes and ion content in *Kochia prostrata*. *Biol Plant* 49:301–304.

- Karla Y.P et Maynard. D.G. (1992). Methods manual for forest soil and plant analysis. Inf.Rep. NOR-X-319 Forestry Canada. Edmonton, AB, Canada.
- Karmakar, S., Mukherjee, J., & Mukherjee, S. (2016). Removal of fluoride contamination in water by three aquatic plants. *International Journal of Phytoremediation*, 18(3), 222–227.
- Katerji, N., Vanhoorn, J.W., Hamdy, A. and Mastrorilli, M. (2001). Response to soilsalinity of two chickpea varieties differing in drought tolerance. *Agric. Water Manage* 50, 83-96.
- Kaur N et Pati PK . (2017). Integrating Classical with Emerging Concepts for Better Understanding of Salinity Stress Tolerance Mechanisms in Rice. *Front. Environ. Sci.* 5: 42.
- Keil et al. (2004). Tannins elevate the level of poly (ADP-ribose) in HeLa cell extracts, *Archives of Biochemistry and Biophysics*. Issue 1, vol 425, p.115-121.
- Kenenil, A., & Assefa, F., & Prabu, P.C. (2010). Characterization of acid and salt tolerant rhizobial strains isolated from faba bean fields of Wollo, Northern Ethiopia. *J Agric Sci Technol*, 12, 365-376.
- Kennedy, A. C., & Stubbs, T. L. (2006). Soil microbial communities as indicators of soil health. <https://doi.org/10.113/44267>
- Keren, R. (2005). Salt-Affected Soils, Reclamation”, in *Encyclopedia of Soils in the Environment*, ed. D. Hillel (Oxford: Elsevier), 454-461.
- Khan, M. A., Asaf, S., Khan, A. L., Ullah, I., Ali, S., Kang, S. M., & Lee, I. J. (2019). Alleviation of salt stress response in soybean plants with the endophytic bacterial isolate *Curtobacterium* sp. SAK1. *Annals of Microbiology*, 69(8), 797–808.
- Khan M.A. et Weber. D.J. (2008). *Ecophysiology of High Salinity Tolerant Plants (Tasks for Vegetation Science)* (first ed.), Springer, Amsterdam (2008)
- Kharrat. M et Maatougui. M.E.H. (2019). Nouvelles places des légumineuses dans les systèmes de culture. Cas des pays de l’Afrique du Nord. *Innovations Agronomiques*, 74, 83–91.
- Khatkar D, Kuhad MS. (2000). Short-term salinity induced changes in two wheat cultivars at differ- ent growth stages. *Biol Plant* 43:629–632.
- Khodarahmpour Z., Ifar M., Motamedi M. (2012). Effects of NaCl salinity on maize (*Zea mays* L.) at germination and early seedling stage. *African Journal of Biotechnology*, 11: 298–304.
- Kicheva M.I., Tsonev T.D., and Popova, L.P. (1994) Stomatal and non-stomatal limitations to photosynthesis in two wheat cultivars subjected to water stress. *Photosynthetica.*, 30, 107-116.

- Komis, G., Šamajová, O., Ovečka, M., & Šamaj, J. (2018). Cell and Developmental Biology of Plant Mitogen-Activated Protein Kinases. *Annual Review of Plant Biology*, 69(February), 237-265.
- Kotowski F.,1926- Les relations de température à la germination des semences de légumes. *Actes de l'American Society for Horticultural Science* 23, p. 176-184.
- Kováčik, J.; Klejdus, B.; Hedbavny, J.; Bačkor, M. (2009). Salicylic acid alleviates NaCl-induced changes in the metabolism of *Matricaria chamomilla* plants. *Ecotoxicology*, 18, 544–554.
- Kpinkoun, J. K., Zanklan, S. A., Komlan, F. A., Mensah, A. C. G., Montcho, D., Kinsou, E., & Gandonou, C. B. (2019). Évaluation de la résistance à la salinité au stade jeune plant de quelques cultivars de piment (*Capsicum* spp.) du Bénin. *Journal of Applied Biosciences*, 133(1), 13561.
- Kronzucker, H.J., Coskun, D., Schulze, L.M., Wong, J.R., Britto, D.T. (2013). Sodium as nutrient and toxicant. *Plant Soil* 369, 1–23.
- Kubow S. (1990). Toxicity of dietary lipid peroxidation products. *Trends in Food Science and Technology*. 67-71.
- Kudapa, H., Garg, V., Chitikineni, A., and Varshney, R.K. (2018). The RNA-Seq-based high resolution gene expression atlas of chickpea (*Cicer arietinum* L.) reveals dynamic spatio-temporal changes associated with growth and development. *Plant, Cell & Environment* 41, 2209-2225.
- Kupicha FK. (1977). The delimitation of tribe Viceae (Leguminosae) and the relationship of *Cicer* L *Botanical Journal of the Linnean Society*, 4: 131–162.
- Kusano, M., Yang, Z., Okazaki, Y., Nakabayashi, R., Fukushima, A., & Saito, K. (2015). Using metabolomic approaches to explore chemical diversity in rice. *Molecular Plant*, 8(1), 58–67.

L

- Lachaal, M, Grignon, C. and Hajji, M. (2002). Growth rate affects salt sensitivity in two lentil populations. *J. Plant Nutr.* 25, 2613-2625.
- Lafon J, Tharaud-Prayer, C Et Levy, G. (1996). *Biologie des plantes cultivées*, Ed Lavoisier Tec& Doc, Paris,233p.
- Lambers H. (2003). Introduction: Dryland salinity: A key environmental issue in southern Australia. *Plant Soil*; 257:5–7.
- Levigneron A, Lopez F, Vansuyt G, Berthomieu P, Fourcroy P, Casse- Delbart F. (1995). Les plantes face au stress salin. *Cahiers Agricultures* 4:263-273.
- Liang W, Ma X, Wan P, Li L. (2018). Plant salt-tolerance mechanism: a review. *Biochem Biophys Res Commun* 495:286–291

- Lim, J.H., Park, K.J., Kim, B.K., Jeong, J.W., Kim, H.J. (2012). Effect of salinity stress on phenolic compounds and carotenoids in buckwheat (*Fagopyrum esculentum* M.) sprout. *Food Chem.* 135, 1065-1070.
- Linden et Lorient D. (1994). Pigments et arômes. In : *Biochimie agro-industrielle valorisation alimentaire de la production agricole*. Ed : Masson. 338-340.
- Liu, J ; Willför, S., & Xu, C. (2015). A review of bioactive plant polysaccharides : Biological activities, functionalization, and biomedical applications. *Bioactive Carbohydrates and Dietary Fibre*, 5(1), 31-61.
- Loss, S., Brandon, N., and Siddique, K. (1998). *The chickpea book: a technical guide to chickpea production, Vol 9-1998* (Perth: Department of Agriculture and Food, Western Australia).
- Louchli, A., Grattan, S.R. (2007). Plant growth and development under salinity stress in: MAJenks et al.(eds.), *Advances in Molecular Breeding Toward Drought and Salt Tolerant Crops*.

M

- Maas, E.V.; Hoffman, G.J. (1977). Crop salt tolerance-current assessment. *J. Irrig. Drain. Div.* 1977, 103, 115-134.
- Maatallah, S, Hajlaoui, H, Denden, M. (2015). Effet du stress salin sur l'efficience d'utilisation d'azote et les bilans ioniques chez deux variétés de maïs (*Zea mays* L.) fourragères. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 2015. Vol.24, Issue 3: 3787-3801
- Machado, R. M. A., & Serralheiro, R. P. (2017). Soil salinity: Effect on vegetable crop growth. Management practices to prevent and mitigate soil salinization. *Horticulturae*, 3(2).
- Mahmoodzadeh, H., and Bemani, M. (2008). Influence of Salinity at Early Stage of Flowering on the Development of Male Gametophyte in Canola (*Brassica napus* L.) cv. Symbol. *Res. J. Environ. Sci.* 2: 415-423.
- Mailloux, J.R. (2016). Application of mitochondria-targeted pharmaceuticals for the treatment of heart disease. *Curr. Pharm. Des.* 22, 4763-4779.
- Maleka, P.; Kontturi, M.; Pehu, B.; Somersalo, S. (1999). Photosynthesis response of drought and salt stressed tomato and turnip plants to foliar applied glycinebetaine. *Physiol. Plant.* 105, 45-50.
- Malhotra, R. S. et Singh, K. B. (1991). *Theoretical and Applied Genetics* 82: 598-601.
- Mallikarjuna G, Mallikarjuna K, Reddy MK, Kaul T (2011) Expression of OsDREB2A transcription factor confers enhanced dehydration and salt stress tolerance in rice (*Oryza sativa* L.). *Biotechnol Lett* 33:1689-1697.
- Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C. & Jiménez, L. (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*, 79, 727-747.

- Manach, C., Williamson, G., Morand, C., Scalbert, A. & Rémésy, C. (2005). Bioavailability and bioefficacy of polyphenols in humans. I. Review of 97 bioavailability studies. *American Journal of Clinical Nutrition*, 81(Suppl), 230S–242S.
- Manchanda G., Garg N. (2008). Salinity and its effects on the functional biology of legumes. *Acta Physiol. Plant* 30, 595-618.
- Mandal, A., & Sathyaseelan, N. (2012). Impact of Climate Change on Soil Biodiversity - a Review. *Agricultural Reviews*, 33(4), 283–292.
- Mansour MMF. (2000). Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. *Biologia Plantarum* 43, 491–500.
- Marcar, N.E., P. Dart and C. Sweeney. 1991. Effect of root-zone salinity on growth and chemical composition of *Acacia ampliceps* B. R. Maslin, *A. auriculiformis* A. Cunn ex Benth. and *A. mangium* Willd. at two nitrogen levels. *New Phytol.* 119, 567-573.
- Martin S. et Andriantsitohaina R. (2002). Cellular mechanism of vasculo-protection induced by polyphenols on the endothelium. *Annales de Cardiologie et d'Angiologie*. 51: 304-315.
- Martin-Prével P., Ganyard J., Gautier P et Drouineau G. (1984). Analyse végétale dans le contrôle de l'alimentation des plantes tempérées et tropicales. Édit. Tech et Doc. Lavoisier., Paris, 187-224 p.
- Matosic, S., Birkás, M., Vukadinovic, V., Kisic, I., Bogunovic, I. (2018). Tillage, Manure and Gypsum use in reclamation of saline-sodic soils. *Agric. Conspec. Sci.*
- Matou Melissa. (2019). Composition et propriétés biologiques d'extraits de *Phyllanthus amarus* Schumacher & Thonning (1827) utilisées en médecine traditionnelle aux Antilles. Thèse de Doctorat. Université des Antilles, France.
- Meloni D.A., Oliva M.A., Martinez C.A. et Cambraia J. (2003). Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. *Environmental and Experimental Botany*. 49 : 69-76.
- MELONI. D.A., OLIVA. M.A., RUIZ. H.A., MARTINEZ. C.A., 2001 : Contribution of proline and inorganic solutes to osmotic adjustment in cotton under salt stress. *J. Plant Nutr.* 24, 599-612.
- Meng, X., Zhou, J., & Sui, N. (2018). Mechanisms of salt tolerance in halophytes: Current understanding and recent advances. *Open Life Sciences*, 13(1), 149-154.
- Mierziak, J.; Kostyn, K.; Kulma, A. (2014). Flavonoids as important molecules of plant interactions with the environment. *Molecules* 2014, 19, 16240–16265.
- Minh, L.T.; Khang, D.T.; Ha, P.T.T.; Tuyen, P.T.; Minh, T.N.; Quan, N.V.; Xuan, T.D. (2016). Effects of salinity stress on growth and phenolics of rice (*Oryza sativa* L.). *Int. Lett. Nat. Sci.* 2016, 57, 1–10.

- Mishra J, Fatima T, Arora NK. (2018). Plant Microbiome: Stress Response. In: Egamberdieva D, Ahmad P, eds. Role of secondary metabolites from plant growth-promoting rhizobacteria in combating salinity stress. Singapore: Springer; p. 127-163.
- Mittler R. (2002). Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends Plant Sci* 7:405-410
- Mittler, R. (2017). ROS are good. *Trends Plant Sci.* 22, 11-19.
- Modarelli, G. C., Roupahel, Y., De Pascale, S., Öztekin, G. B., Tüzel, Y., Orsini, F., & Gianquinto, G. (2020). Appraisal of salt tolerance under greenhouse conditions of a cucurbitaceae genetic repository of potential rootstocks and scions. *Agronomy*, 10(7).
- Møller, I. M. (2001). Plant mitochondria and oxidative stress: electron transport, NADPH turnover, and metabolism of reactive oxygen species. *Annu. Rev. Plant Biol.* 52 (1), 561-591.
- Mompon B., Lemaire B., Mengal P. et Surbel D. (1996). Extraction des polyphénols : du laboratoire à la production industrielle. IN « Polyphénols 96 ». Ed INRA. 31-35.
- Monneveux P. (1991). Quelles stratégies pour l'amélioration génétique de la tolérance au déficit hydrique des céréales d'hiver ? In : AUPELF-UREF ed. L'amélioration des plantes pour l'adaptation au milieu arides, John Libbey Eurotext, Paris, 165-186.
- Munns R (2002) Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell Environ* 25:239-250.
- Munns R. (2005). Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytol.* 167: 645-663.
- Munns Rana, David A. Day, Wieland Fricke, Michelle Watt, Borjana Arsova, Bronwyn J. Barkla, Jayakumar Bose, Caitlin S. Byrt, et al. (2020). Tansley review Energy costs of salt tolerance in crop plants. *New Phytologist.* 225: 1072-1090.
- Munns, R., James, R. A., & Läuchli, A. (2006). Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *Journal of Experimental Botany*, 57(5), 1025-1043.
- Munns, R., James, R. A., Xu, B., Athman, A., Conn, S. J., Jordans, C., Byrt, C. S., Hare, R. A., Tyerman, S. D., Tester, M., Plett, D., & Gilliham, M. (2012). Wheat grain yield on saline soils is improved by an ancestral Na⁺ transporter gene. *Nature Biotechnology*, 30(4), 360-364.
- Munns, R., Schachtman, D.P., Condon, A.G. (1995). The significance of a two-phase growth response to salinity in wheat and barley. *Australian Journal Plant Physiology*, 22(4), 561-569.
- Munns, R.; Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol.* 59, 651-681.
- Murillo-Amador; Lopez-Aguilar B. R., Kaya C., Larrinaga J. (2002). Mayoral and A. Flores-Hernandez. Comparative effects of NaCl and polyethylene glycol on germination,

emergence and seedling growth of cowpea. *J. Agronomy & Crop Science*, 188: 235-247.

Mutlu F, Buzcuk S. (2007). Salinity induced changes of free and bound polyamine levels in Sunflower (*Helianthus annuus* L.) roots differing in salt tolerance. *Pak J Bot* 39:1097-1102.

N

Nahar K ; Hasanuzzaman M et Majumder R. (2009). Effect of Low Temperature Stress in Transplanted Aman Rice Varieties Mediated by Different Transplanting Dates. *Academic Journal of Plant Sciences* 2 (3): 132-138.

Nair, S., Jha, P.K. and Babu, C.R. (1993). Induced salt-tolerant rhizobia, from extremely salt-tolerant *Rhizobium* gene pools, form reduced but effective symbiosis under non-saline growth conditions of legume host. *Microbios* 74, 39-51.

Nouri, H.; Borujeni, S.C.; Alaghmand, S.; Anderson, S.J.; Sutton, P.C.; Parvazian, S.; Beecham, S. (2018). Soil Salinity Mapping of Urban Greenery Using Remote Sensing and Proximal Sensing Techniques; The Case of Veale Gardens within the Adelaide Parklands. *Sustainability*, 10(8), [2826].

O

Olsson, L; Barbosa, H; Bhadwal, S; Cowie, A; Delusca, K; Flores-Renteria, D; Hermans, K; Jobbagy, E; Kurz, W; Li, D., 2019-Land Degradation: IPCC Special Report on Climate Change, Desertification, Land Degradation, Sustainable Land Management, Food Security, and Greenhouse Gas Fluxes in Terrestrial Ecosystems. In IPCC Special Report on Climate Change, Desertification, Land 5 Degradation, Sustainable Land Management, Food Security, and 6 Greenhouse gas fluxes in Terrestrial Ecosystems; Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC): Geneva, Switzerland; p. 112.

Ondrasek, G., Rengel, Z., Veres, S. (2011). Soil salinization and salt stress in crop production. *Abiotic Stress plants-Mechanisms Adapt.* 171-190. <https://doi.org/10.5772/22248>

Ouazzani Chadia Et Moustaghfir Abdellah. (2020). Accumulation des sucres dans les tiges et les feuilles de différentes variétés de tournesol exposées à l'environnement salin. *Journal of Applied Biosciences* 154: 15905 - 15912.

P

Paciolla, C., Paradiso, A. and de Pinto, M.C. (2016). Cellular Redox Homeostasis as Central Modulator in Plant Stress Response. *10.1007/978-3-319-44081-1*(Chapter 1), 1-23.

Panche, A., Diwan, A., and Chandra, S. (2016). Flavonoids: an overview. *J. Nutr. Sci.* 5:e47.

Panta S, Flowers T, Lane P, Doyle R, Haros G, Shabala S (2014) Halophyte agriculture: success stories. *Environ Exp Bot* 107:71-83.

- Panuccio, M. R., Jacobsen, S. E., Akhtar, S. S., & Muscolo, A. (2014). Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa. *AoB plants*, 6.
- Parent, C., Capelli, N., & Dat, J. (2008). Formes réactives de l'oxygène, stress et mort cellulaire chez les plantes. *Comptes Rendus - Biologies*, 331(4), 255-261.
- Parida AK, Das AB, Mohanty P. (2004). Investigations on the antioxidative defense responses to NaCl stress in a mangrove, *Bruguiera parvi fl ora* : differential regulations of isoforms of some antioxidative enzymes. *Plant Growth Regul* 42:213-226.
- Parida, A.K., et Das, A.B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 60:324-349.
- Paris M., Hurabeillen M. (1981). *Abrégé de Matière médicale, pharmacognosie*. Ed: Masson. 210-215.
- Parthasarathy Rao P, Birthal PS, Bhagavatula S and Bantilan MCS ., 2010- Chickpea and Pigeonpea Economies in Asia: Facts, Trends and Outlook. Patancheru 502 324, Andhra Pradesh, India: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics. 76 pp. ISBN: 978-92-9066-530-4. Order code: BOE 049.
- Patel, D., Jha, C.K., Tank, N., Saraf, M., 2012. Growth Enhancement of Chickpea in Saline Soils Using Plant Growth-Promoting Rhizobacteria. *J. Plant Growth Regul*. 31.
- Patel, M. K., Kumar, M., Li, W., Luo, Y., Burritt, D. J., Alkan, N., & Tran, L. S. P. (2020). Enhancing Salt Tolerance of Plants: From Metabolic Reprogramming to Exogenous Chemical Treatments and Molecular Approaches. *Cells*, 9(11), 1-26.
- Patel, A., Khare, P., Patra, D.D. (2017). Biochar mitigates salinity stress in plants, in: *Plant Adaptation Strategies in Changing Environment*. https://doi.org/10.1007/978-981-10-6744-0_6
- Paul, D., and Lade, H. (2014). Plant-growth-promoting rhizobacteria to improve crop growth in saline soils: a review. *Agron. Sustain. Dev.* 34, 737-752.
- Peoples M.B., Brockwell J., Herridge D.F., Rochester I.J., Alves S., Urquiaga S., Boddey R.M., Dakora F.D., Bhattarai S., Maskey S.L., Sampet C., Rerkasem B., Khan D.F., Haug- gaard-Nielsen H., Jensen E.S., 2009. The contribution of nitrogen-fixing crop legumes to the productivity of agricultural systems. *Sym- biosis*, 48, 1-17.
- Peronny S. (2005). *La perception gustative et la consommation des tannins chez le maki (Lemur Catta)*. Thèse doctorat du Muséum national d'histoire naturelle. Discipline Eco-Ethologie, p. 151.
- Perret C. (2001). *Analysis des tannins inhibiteurs de la stilbène oxydase produite par Btrytis cinerea Pers .FR*. Thèse doctorat . Université de Neuchatel. p.173.
- Pessarakli, M. and Szabolcs, I., 1994-Soil salinity and sodicity as particular plant/crop stress factors. In M. Pessarakli (Eds.), *Handbook of Plant and Crop Stress*. (pp. 1-15). New York: Marcel Dekker.

- Petridis, A.; Therios, I.; Samouris, G.; Tananaki, C. (2012). Salinity-induced changes in phenolic compounds in leaves and roots of four olive cultivars (*Olea europaea* L.) and their relationship to antioxidant activity. *Environ. Exp. Bot.*, 79, 37–43.
- Polash, M.A.; Sakil, M.A.; Hossain, M.A. (2019). Plants responses and their physiological and biochemical defense mechanisms against salinity: A review. *Trop. Plant Res.* 2019, 6, 250–274.
- Potters G, Pasternak TP, Guisez Y, Palme KJ, Jansen MAK.,2007-Stress-induced morphogenic responses: growing out of trouble? *Trends in Plant Science* 12(3):98-105. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2007.01.004>
- Preissel, S., Reckling, M., Schläfke, N., & Zander, P. (2015). Magnitude and farm-economic value of grain legume pre-crop benefits in Europe: A review. *Field Crops Research*, 175, 64–79.
- Price, M., Van Scoyoc, S., & Butler, L. (1978). A critical evaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum grain. *J. Agr. Food Chem*, 26, 1214-1218.
- Promila, K., and Kumar, S. (1982). Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. *Ind. J. of Plant Physiol.* 29-35.
- Pulse Australia. (2016). Chickpea production: northern region.
- Purwantari, N.D., R.A. Date and P.J. Dart. 1995. Nodulation and N₂ by *Calliandra calothyrsus* and *Sesbania sesban* grown at different root temperatures. *Soil. Biol. Biochem.* 27, 421-425.
- Pushpavalli, R., Quealy, J., Colmer, T. D., Turner, N. C., Siddique, K. H. M., Rao, M. V., & Vadez, V. (2016). Salt Stress Delayed Flowering and Reduced Reproductive Success of Chickpea (*Cicer arietinum* L.), A Response Associated with Na⁺ Accumulation in Leaves. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 202(2), 125–138.

Q

- Qadir, M., Ghafoor, A., & Murtaza, G. (2000). Amelioration strategies for saline soils: A review. *Land Degradation and Development*, 11(6), 501–521.
- Qadir, M., E. Quillerou, V. Nangia, G. Murtaza, M. Singh, R.J. Thomas, P. Dreschel, and A.D. Noble. 2014. Economics of salt-induced land degradation and restoration. *Nat. Resour. Forum* 38:282–295.
- Qadir, M., & Oster, J. D. (2004). Crop and irrigation management strategies for saline-sodic soils and waters aimed at environmentally sustainable agriculture. *Science of the Total Environment*, 323(1–3), 1–19.

R

- Rahnama A, James RA, Poustini K, Munns R (2010) Stomatal conductance as a screen for osmotic stress tolerance in durum wheat growing in saline soil. *Funct Plant Biol* 37:255–263.
- Rajput, V.D., Chen, Y., Ayup, M., 2015-Effects of high salinity on physiological and anatomical indices in the early stages of Populuseuphraticagrowth. *Russ. J. Plant Physiol.*62, 229–236.
- Ranganayakulu G S, Veeranagamallaiah G, Sudhakar C. (2013). Effect of salt stress on osmolyte accumulation in two groundnut cultivars (*Arachis hypogaea* L.) with contrasting salt tolerance. *Afr J Plant Sci*, 7: 586-592.
- Rao, P P and Birthal, P S and Bhagavatula, S and Bantilan, M C S. (2010). Chickpea and Pigeonpea Economies in Asia: Facts, Trends and Outlook. Documentation. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics, Patancheru.
- Rao, D.L.N., K.E. Giller, A.R. Yeo and T.J. Flowers. 2002. The effects of salinity and sodicity upon nodulation and nitrogen fixation in chickpea (*Cicer arietinum*). *Ann. Bot.* 89: 563-570.
- Rasanen LA. (2002). Biotic and abiotic factors influencing the development of N₂-fixing symbioses between rhizobia and the woody legumes *Acacia*.
- Rasool S, Latef AAHA, Ahmad P. (2015). Chickpea. In *Legumes under Environmental Stress* (pp. 67–79).
- Reddy I N B L, Kim B K, Yoon I S, Kim K H, Kwon T R. 2017. Salt tolerance in rice: Focus on mechanisms and approaches. *Rice Sci*, 24(3): 123–144.
- Renard H (1975). Germination techniques, practical criteria and significance. Chemical, biochemical criteria, physiological and molecular. Laboratory of the University of Avignon, France. pp. 24-35.
- Rengasamy, P. (2010). Soil processes affecting crop production in salt affected soils. *Functional Plant Biol.* 37:613–620.
- Rengasamy, P., 2006- World salinization with emphasis on Australia. *J. Exp. Bot.* 57, 1017–1023.
- Rhim, J.W., Wang, L.F., Hong, S.I. (2013). Preparation and Characterization of Agar/Silver Nanoparticles Composite Films with Antimicrobial Activity. *Food Hydrocolloids* 33, 327-335.
- Rhodes D, Hanson AD (1993) Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants. *Annu Rev Plant Mol Biol* 44:357–384.
- Richards, L.A., 1954- Diagnosis and improvement of saline and alkali soils. *Agriculture Handbook*, 60. US Department of Agriculture, USA.

- Richter G. (1993). Composés phénoliques in Métabolisme des végétaux: physiologie et biochimie. Ed Presse polytechnique et universitaire romande. pp: 317-339.
- Riffat A., Ahmad M.S.A. (2018). Changes in organic and inorganicosmolytes of maize (ZeamaysL.) by sulfur application undersalt stress conditions. Journal of Agricultural Science; 10: 543-561.
- Romero-Aranda, R., Soria, T. & Cuartero, J. (2001). Tomato plant-water uptake and plant-water relationship sunder saline growth conditions. Plant Sci. 160,265-272.
- Rouabhia, A. E. ., & Djabri, L. (2010). L ' Irrigation Et Le Risque De Pollution Saline . Exemple Des Eaux Souterraines De L ' Aquifere Miocene De La Plaine D ' El Ma El Abiod. Larhyss Journal, 8(juin), 55-67.
- Roy, S. J., Negrão, S., and Tester, M. (2014). Salt resistant crop plants. Curr. Opin. Biotechnol. 26, 115-124.
- Ruggiero, M.A., Gordon, D.P., Orrell, T.M., Bailly, N., Bourgoin, T., Brusca, R.C., Cavalier-Smith, T., et al. (2015). A higher level classification of all living organisms. PLOS ONE 10, e0119248.
- Rozeff N (1995) Sugarcane and salinity – A review paper. Sugarcane 5:8-19.

S

- Saberli, S. F., & Moradi, M. (2019). Effect of salinity on germination and seedling growth of *Trigonella foenum-graecum*, *Dracocephalum moldavica*, *Satureja hortensis* and *Anethum graveolens*. Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences, 18(3), 316-323.
- Safdar, H., Amin, A., Shafiq, Y., Ali, A., & Yasin, R. (2019). Abbas Shoukat, Maqsood Ul Hussan, Muhammad Ishtiaq Sarwar. A review: Impact of salinity on plant growth. Nature and Science, 17(1), 34-40.
- Sajja S.B., Srinivasan Samineni and Pooran M. Gaur. (2017). Botany of Chickpea Springer International Publishing AG 2017 R.K. Varshney et al. (eds.), The Chickpea Genome, Compendium of Plant Genomes.
- Šamajová, O., Plíhal, O., Al-Yousif, M., Hirt, H., & Šamaj, J. (2013). Improvement of stress tolerance in plants by genetic manipulation of mitogen-activated protein kinases. Biotechnology Advances, 31(1), 118-128.
- Samriti*, Subhash Sharma, Ravinder Sharma and Ankit Pathania.,2020- Trends in Area, Production, Productivity and Trade of Chick Pea in India. Economic Affairs, Vol. 65, No. 2, pp. 261-265.

- Santos-Diaz, M.S. and N. Alejo-Ochoa. 1994. PEG-tolerant cell clones of chili pepper (*Capsicum annum* L.): growth, osmotic potentials and solute accumulation. *Plant Cell Tiss. Organ. Cult.*, 37: 1-8.
- Saraf, C.S. , Rupela O.P. , D.M. Hegde , R.L. Yadav , B.G. Shivakumar , S. Bhattarai , M.A. Razzaque II , and M.A. Sattar .(1998). Biological nitrogen fixation and residual effects of winter grain legumes in rice and wheat cropping systems of the Indo-Gangetic plain. In *Residual Effects of Legumes in Rice and Wheat Cropping Systems of the Indo-Gangetic Plain*, Kumar Rao, J.V.D.K., Johansen, C., and Rego, T.J., Eds., Oxford and IBH Publishing Co. Pvt. Ltd., New Delhi, 14, 1998.
- Seemann JR, Critchley C (1985) Effects of salt stress on the growth, ion contents, stomatal behaviour and photosynthetic capacity of a salt sensitive species, *Phaseolus vulgaris* L. *Planta* 164:66–69.
- Selvakumar, G., Shagol, C. C., Kim, K., Han, S., & Sa, T. (2018). Spore associated bacteria regulates maize root K⁺/Na⁺ ion homeostasis to promote salinity tolerance during arbuscular mycorrhizal symbiosis. *BMC Plant Biology*, 18(1), 1-13.
- Serraj R. (2004). *Symbiotic Nitrogen Fixation: Prospects for Enhanced Application in Tropical Agriculture* (Issue January 2004).
- Serraj, R. et Drevon, J.J. (1998). Effects of salinity and nitrogen source on growth and nitrogenfixation in alfalfa. *J. Plant Nutr.* 21, 1805-1818.
- Serraj, R., Roy, G., and Drevon, J.J. (1994) Salt stress induces a decrease in the oxygen uptake of soybean nodules and their permeability to oxygen diffusion. *Physiol. Plant*, 91: 161-168.
- Serraj, R., Sinclair, T.R. (2002). Osmolyte accumulation: can it really help increase crop yield under drought conditions? *Plant Cell Environ.* 25, 333–341.
- Shabala S, Cuin TA. 2008. Potassium transport and plant salt tolerance. *Physiologia Plantarum* 133, 651–669.
- Shahid M A, Sarkhosh A, Khan N, Balal R M, ShahidA , Rossi L, Gómez C, Mattson N, WajidNasimet Francisco Garcia-Sanchez. (2020). Insights into the Physiological and Biochemical Impacts of Salt Stress on Plant Growth and Development. *Agronomy* 2020, 10, 938.
- Shanker, A.; Venkateswarlu, B. (2011). *Abiotic Stress in Plants: Mechanisms and Adaptations*. BoD–Books on Demand; IntechOpen: Norderstedt, Germany, p. 22.
- Shannon MC, Grieve CM, Lesch SM, Draper JH., 2000-Analysis of salttolerance in nineleafyvegetablesirrigatedwith saline drainage water. *J Am Soc HorticSci*125:658–664.
- Sharma A., Shahzad B., Kumar V., Kohli S.K., Sidhu G.P.S., Bali A.S., Handa N., Kapoor D., Bhardwaj R., Zheng B.S. (2019). Phytohormones regulate accumulation of osmolytes under abiotic stress. *Biomolecules*, 9: 285–320.

- Sharma A., Sidhu G.P.S., Araniti F., Bali A.S., Shahzad B., Trip- athi D.K., Brestic M., Skalicky M., Landi M. (2020). The role of salicylic acid in plants exposed to heavy metals. *Molecules*, 25: 540–562.
- Sharma I, Kaur N, Pati PK. (2017). Brassinosteroids: a promising option in deciphering remedial strategies for abiotic stress tolerance in rice. *Front Plant Sci*8:2151.
- Sheldon, A.R., Dalal, R.C., Kirchhof, G., Kopittke, P.M., and Menzies, N.W. (2017). The effect of salinity on plant-available water. *Plant and Soil* 418, 477-491.
- Singh, A. K. (2004). The physiology of salt tolerance in four genotypes of chickpea during germination. *J. Agric. Sci. Technol.* 6,87—93.
- Singh, A.; Kumar, A.; Yadav, S.; Singh, I.K.(2019).Reactive oxygen species-mediated signaling during abiotic stress. *Plant Gene*, 18, 100173.
- Singleton PW, Bohlool BB. (1984). Effect of salinity on nodule formation by soybean. *Plant Physiol* 74(1):72–6.
- Slama I, Abdely C, Bouchereau A, Flowers T, Savouré A. (2015). Diversity, distribution and roles of osmoprotective compounds accumulated in halophytes under abiotic stress. *Ann Bot*115:433–447.
- Smith, P., Davies, C. A., Ogle, S., Zanchi, G., Bellarby, J., Bird, R. N., et al. (2012). Towards an integrated global framework to assess the impacts of land use and management change on soil carbon: Current capability and future vision. *Glob. Change Biol.* 18, 2089–2101.
- Sohag A.A.M., Tahjib-Ul-Arif M., Brestic M., Afrin S., Sakil M.A., Hossain M.T., Hossain M.A., Hossain M.A. (2020): Exogenous salicylic acid and hydrogen peroxide attenuate drought stress in rice. *Plant, Soil and Environment*, 66: 7–13.
- Soussi, M., Ocaña, A., Lluch, C. (1998). Effects of salt stress on growth, photosynthesis and nitrogen fixation in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *J. Exp. Bot.* 49, 1329–1337.
- Sparks, D.L. (2003). The chemistry of saline and sodic soil. In *Environmental Soil Chemistry*; Academic Press: Cambridge, MA, USA.
- Su, Y., Liu, T., Wang, X., & Yang, R. (2018). Salinity effects on soil organic carbon and its labile fractions, and nematode communities in irrigated farm lands in an arid region, north western China. *Sciences in Cold and Arid Regions*, 8(1), 46-53.
- Suarez, D.L. (2005). Chemistry of salt-affected soils. *Chemical processes in soils*. SSSA, Madison, WI. p. 689–705.
- Sudhakar C, Lakshmi A, Giridarakumar S (2001) Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. *Plant Sci* 161: 613-9.;
- Suprasanna P, Choudhary RS, Desai NS, Bapat VA. (2005). Regulation of somatic embryogenesis by plant growth regulators in sugarcane. *Sugar Tech* 7:123–128.

Szabolcs, I., 1989- Salt-affected soils, Boca Raton: CRC Press.

T

Tilman, D., Balzer, C., Hill, J., & Befort, B. L. (2011). Global food demand and the sustainable intensification of agriculture. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 108(50), 20260–20264.

Thiem, D., Gołebiewski, M., Hulisz, P., Piernik, A., & Hryniewicz, K. (2018). How does salinity shape bacterial and fungal microbiomes of *Alnus glutinosa* roots? *Frontiers in Microbiology*, 9(APR), 1–15.

Talsma, T. (1963). *the Control of Saline Groundwater*. Meded Landbouwhogeschool, Wageningen, 63(10), 1–68.

Thomas, Fukai, S., and Hammer, G.L.(1995). Growth and yield response of barley and chickpea to water stress under three environments in southeast Queensland. II. Root growth and soil water extraction pattern. *Australian Journal of Agricultural Research* 46, 35-48.

Turpin A. E.J., Herridg F.D. and Robertson J.M. (2002). Nitrogen fixation and soil nitrate interactions in field-grown chickpea (*Cicer arietinum*) and faba bean (*Vicia faba*). *Aust. J. Agric. Res* 53: 599–608.

Tester M., Davenport, R. (2003). Na⁺ tolerance and transport in higher plants. *Ann. Bot.* 91, 503-527.

Thavarajah D., Ball A. R. and Schoenau J.J. (2005). Nitrogen Fixation, Amino Acid, and Ureide Associations in Chickpea. *Crop Science* 45:2497-2502, Wageningen, Netherland.

Turpin A. E.J., Herridg F.D. and Robertson J.M. (2002). Nitrogen fixation and soil nitrate interactions in field-grown chickpea (*Cicer arietinum*) and faba bean (*Vicia faba*). *Aust. J. Agric. Res* 53: 599–608

Tavakkoli, E., Fatehi, F., Coventry, S., Rengasamy, P., & McDonald, G. K. (2011). Additive effects of Na⁺ and Cl⁻ ions on barley growth under salinity stress. *Journal of Experimental Botany*, 62(6), 2189–2203.

Triki, T., Boussora, F., Ali, S. Ben, & Gasmi, A. (2018). Etude de la composition phénolique et des propriétés antioxydantes d'extraits des feuilles de cinq variétés d'orge (*Hordeum vulgare* L.) soumis à un stress hydrique (PEG 6000). *ResearchGate*, January, 653–659.

U

Ulfat M, Athar H, Ashraf M, Akram NA, Jamil A (2007) Appraisal of physiological and biochemical selection criteria for evaluation of salt tolerance in canola (*Brassica napus* L.). *Pak J Bot* 39:1593–1608.

- Unkovich M.J. et Pate J.S. (2000). An appraisal of recent field measurements of symbiotic N₂ fixation by annual legumes. *Field Crops Research* 65:211–228.
- Unkovich M.J., Pate J.S. and Sanford P. (1997). Nitrogen fixation by annual legumes in Australian Mediterranean agriculture. *Australian Journal of Agricultural Research* 48, 267–293.
- Unkovich, M. J., J. Baldock, and M. B. Peoples. (2010). Prospects and problems of simple linear models for estimating symbiotic N₂ fixation by crop and pasture legumes. *Plant Soil* 329:75–89.
- US Salinity Laboratory staff. (1954). *Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils*; US Department of Agriculture, Agricultural handbook, US Government printer: Washington, DC, USA, 1954; Volume 60.
- USDA, 2008-plant profile of *Cicer arietinum* (Chickpea). United states department of Agriculture (USDA), Natural resources Conservation service (NRCS), Plant Database.
- USDA-ARS. (2008). Research Databases. Bibliography on Salt Tolerance. Salinity Lab. US

V

- Vaishnav A, Hansen AP, Agrawal PK, Varma A, Choudhary DK. (2017). Biotechnological perspectives of Legume–Rhizobium symbiosis. In: Hansen A, Choudhary D, Agrawal P, Varma A (eds) *Rhizobium biology and biotechnology*. Soil biology, vol 50. Springer, Cham.
- Vaishnav, A., Kumari, S., Jain, S., Varma, A., Tuteja, N., & Choudhary, D. K. (2016). PGPR-mediated expression of salt tolerance gene in soybean through volatiles under sodium nitroprusside. *Journal of Basic Microbiology*, 56(11), 1274–1288.
- Valiente-Banuet, A., & Verdú, M. (2007). Facilitation can increase the phylogenetic diversity of plant communities. *Ecology Letters*, 10(11), 1029–1036.
- Van der Maesen, L.J.G. (1972). *Cicer L., a monograph of the genus, with special reference to the chickpea (Cicer arietinum L.), its ecology and cultivation*. PhD thesis (Wageningen University).
- Van der Maesen, L.J.G. (1984). Taxonomy, distribution and evolution of the chickpea and its wild relatives. In *Genetic Resources and Their Exploitation—Chickpeas, Faba beans and Lentils* (Springer), pp. 95-104.
- Van der Maesen, L.J.G. (1987). Origin, history and taxonomy of chickpea. In *The Chickpea*, M.C. Saxena, and K.B. Singh, eds. (Wallingford, UK: CAB International), pp. 11-34.
- Van der Maesen, L.J.G., Maxted, N., Javadi, F., Coles, S., and Davies, A.M.R. (2007). Taxonomy of the genus *Cicer* revisited. In *Chickpea Breeding and Management*, S.S. Yadav, R.J. Redden, W. Chen, and B. Sharma, eds. (Wallingford: CAB International), pp. 14-46

- Van Der Maesen. (1972). *Cicer L*, a monograph of the genus, with special reference to the chickpea (*cicer arietinum L.*), its ecology and cultivation. Meded. Landbouwhogeschool Wageningen 72-10 (1972).
- Van Tan & Thanh. (2021)
- Van Tan, L., & Thanh, T. (2021). The effects of salinity on changes in characteristics of soils collected in a saline region of the Mekong Delta, Vietnam. *Open Chemistry*, 19(1), 471–480.
- Veerman, C.; Correia, T.P.; Bastioli, C.; Biro, B.; Bouma, J.; Cienciala, E.; Emmett, B.; Frison, E.A.; Grand, A.; Filchev, L.H.; et al. (2020). *Caring for Soils Caring for Life—Ensure 75% of Soils are Healthy by 2030 for Healthy Food, People, Nature and Climate*; European Commission: Luxembourg, 2020.
- Volkov V., Flowers T.J. (2019). Mechanisms of Ion Transport in Halophytes: From Roots to Leaves. In: Gul B., Böer B., Khan M., Clüsener-Godt M., Hameed A. (eds) *Sabkha Ecosystems. Tasks for Vegetation Science*, vol 49. Springer, Cham.

W

- Wahid A, Farooq M, Basra SMA, Rasul E, Siddique KHM (2011) Germination of seeds and propagules under salt stress. In: Pessarakli M (ed) *Handbook of plant and crop stress*, 3rd edn. CRC Press, Boca Raton, pp 321–337.
- Wahid A, Rao R, Rasul E. (1997). Identification of salt tolerance traits in sugarcane lines. *Field Crop Res* 54:9–17.
- Wang, B., Davenport, R.J., Volkov, V., Amtmann, A. (2006). Low unidirectional sodium influx into root cells restricts net sodium accumulation in *Thellungiella halophila*, a salt-tolerant relative of *Arabidopsis thaliana*. *J. Exp. Bot.* 57, 1161–1170.
- Williams, P.C. and Singh, U. (1987). Nutritional quality and the evaluation of quality in breeding programs. In: Saxena, M.C. and Singh, K.B., Eds., *The Chickpea*, CAB International, Wallingford, 329-356.
- Wink, M. (2015). Modes of Action of Herbal Medicines and Plant Secondary Metabolites. *Medicines*, 2(3), 251–286.
- Wu, G. Q., Jiao, Q., & Shui, Q. Z. (2015). Effect of salinity on seed germination, seedling growth, and inorganic and organic solutes accumulation in sunflower (*helianthus annuus L.*). *Plant, Soil and Environment*, 61(5), 220–226.
- Wu, Q.S., Zou, Y.N., Abd_Allah, E.F. (2014). Mycorrhizal Association and ROS in Plants. In: P. Ahmad (Ed): *Oxidative Damage to Plants*. Pp 453- 475.

X

- Xiong J, Sun Y, Yang Q, Tian H, Zhang H, Liu Y, Chen M. (2017). Proteomic analysis of early salt stress responsive proteins in alfalfa roots and shoots. *Proteome Sci* 15:19.7.
- Xu C, Zheng L, Gao C, Wang C, Liu G, Jiang J, Wang Y. (2011). Over-expression of a vacuolar H⁺-ATPase c subunit gene mediates physiological changes leading to enhanced salt tolerance in transgenic tobacco. *Plant Mol Biol Rep* 29:424–430.
- Xiong L Z, Yang Y N. (2003). Disease resistance and abiotic stress tolerance in rice are inversely modulated by an abscisic acid-inducible mitogen-activated protein kinase. *Plant Cell*, 15(3): 745-759.
- Xia, S., Gao, B., Li, A., Xiong, J., Ao, Z., & Zhang, C. (2014). Preliminary Characterization, Antioxidant Properties and Production of Chrysolaminarin from Marine Diatom *Odontella aurita*. *Marine Drugs*, 12(9), 4883–4897.

Y

- Yadav .Set Atri.N. (2020). Impact of Salinity Stress in Crop Plants and Mitigation Strategies. In book: *New Frontiers in Stress Management for Durable Agriculture* (pp.49-63)
- Yadav, S. P., Bharadwaj, R., Nayak, H., Mahto, R., Singh, R. K., & Prasad, S. K. (2019). Impact of salt stress on growth, productivity and physicochemical properties of plants: A Review. *Int J Chem Stud*, 7, 1793-1798.
- Yadav S, Irfan M, Ahmad A, Hayat S (2011) Causes of salinity and plant manifestations to salt stress: A review. *J Environ Biol* 32: 667-685.
- Yan, N., Marschner, P., Cao, W., Zuo, C., & Qin, W. (2015). Influence of salinity and water content on soil microorganisms. *International Soil and Water Conservation Research*, 3(4), 316-323.
- Yancey PH, Clark ME, Hand SC, Bowlus RD, Somero GN. (1982). Living with water stress: evolution of osmolyte systems. *Science*. Sep 24;217(4566):1214-22.
- Yasin NA, Akram W, Khan WU, Ahmad SR, Ahmad A, Ali A. (2018). Halotolerant plant growth promoting rhizobacteria modulate gene expression and osmolyte production to improve salinity tolerance and growth in *Capsicum annum* L. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 2018;25(23):23236–50.

Z

- Zagorchev L, Seal CE, Kranner I, Odjakova M. (2013). A central role for thiols in plant tolerance to abiotic stress. *Int J Mol Sci* 14:7405–7432.

- Zahran, H. (1999). Rhizobium-Legume Symbiosis and Nitrogen Fixation under Severe Conditions and in an Arid Climate. In MICROBIOLOGY AND MOLECULAR BIOLOGY REVIEWS (Vol. 63, Issue 4).
- Zaman, M.; Shahid, S.A.; Heng, L. (2018). Guideline for Salinity Assessment, Mitigation and Adaptation Using Nuclear and Related Techniques; Springer: Berlin/Heidelberg, Germany; ISBN 978-3-319-96189-7.
- Zemour K. (2014). Etude des effets du déficit hydrique sur le processus de germination chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.) thèse de Magister Université Abou Bekr Belkaïd –Tlemcen.
- Zeng Y, Li L, Yang R, Yi X, Zhang B (2015) Contribution and distribution of inorganic ions and organic compounds to the osmotic adjustment in *Halostachys caspica* response to salt stress. *Sci Rep* 5:13639
- Zewdu, S., Suryabhadgavan, K. V., and Balakrishnan, M. (2017). Geo-spatial approach for soil salinity mapping in Sego Irrigation Farm, South Ethiopia. *J. Saudi Soc Agric. Sci.* 16, 16–24. doi: 10.1016/j.jssas.2014.12.003
- Zhang P, Senge M, Dai Y. (2016). Effects of salinity stress on growth, yield, fruit quality and water use efficiency of tomato under hydroponics system. *Rev Agric Sci* 4:46–55.
- Zhishen, J.; Mengcheng, T.; Jianming, W. The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chem.* 1999, 64, 555–559.
- Zhu, JK, Hasegawa PM, Bressan RA, 1997. Molecular aspects of osmotic stress. *Critical Review in Plant Sciences* 16:253-277.
- Zou N, Dart PJ, Marcar N (1995). Interaction of salinity and rhizobial strain on growth and N₂ fixation by *Acacia ampliceps*. *Soil. Biol. Biochem.* 27: 409-413.
- Zouaoui Ahmed, Zatimi Ines Et Snoussi Sid Ahmed. (2019). évaluation de l'effet de deux sels nocifs (NaCl et Na₂SO₄) sur quelques paramètres morpho-physiologique de l'aubergine : *solanum melangena* l. cultivée en hors sol. *Revue Agrobiologia* (2019) 9(1): 1405-1414.

ANNEXE I

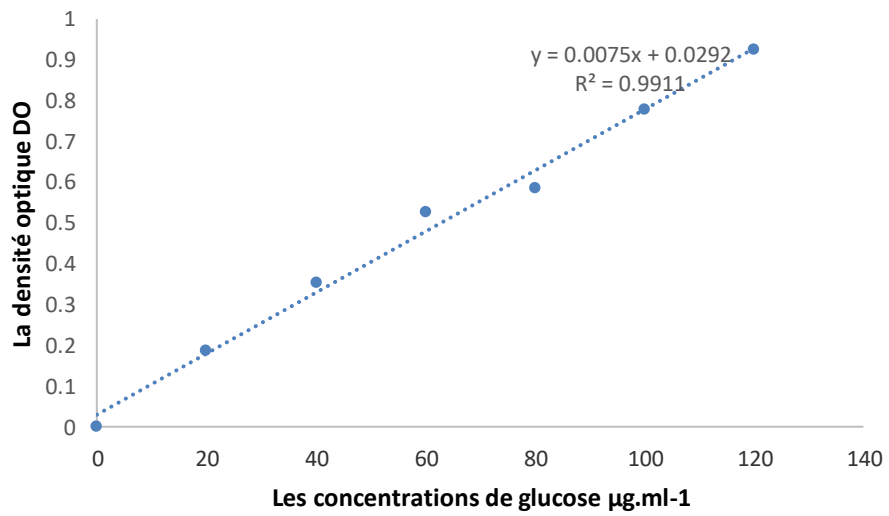


Fig.1. Courbe d'étalonnage du glucose.

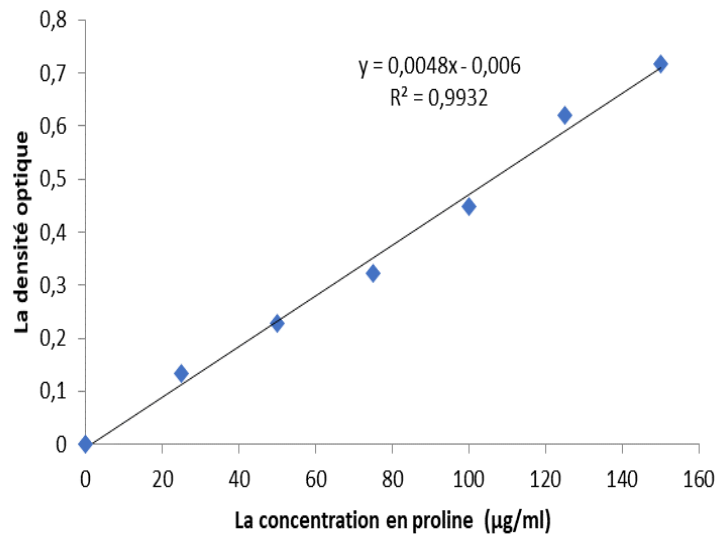


Fig.2. Courbe d'étalonnage de la proline.

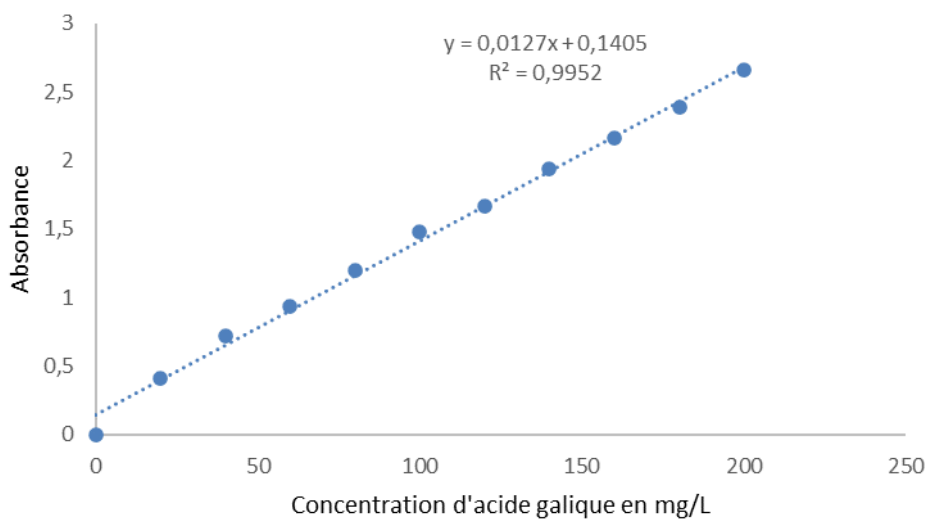


Fig.3. Courbe d'étalonnage des polyphénols totaux.

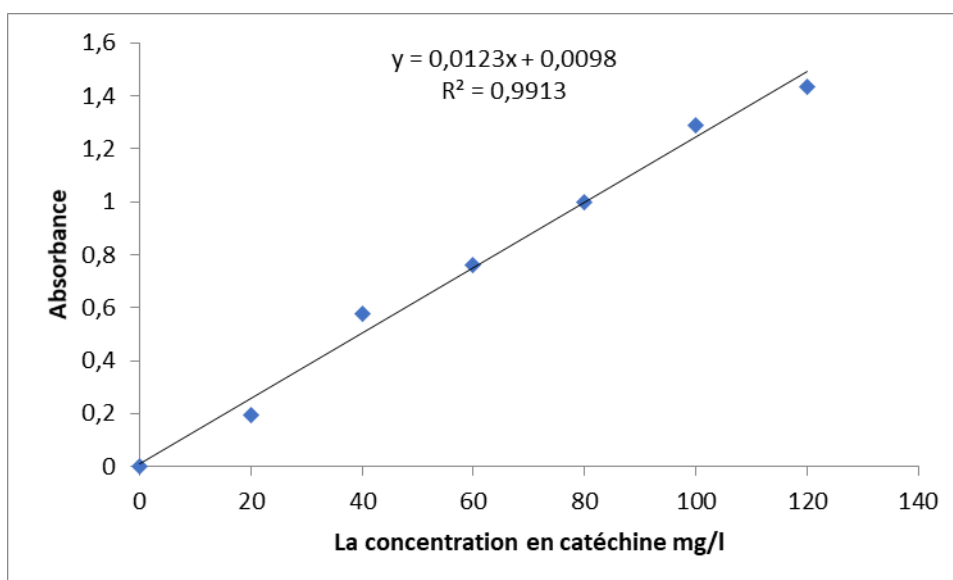


Fig.4. Courbe d'étalonnage des flavonoïdes totaux.

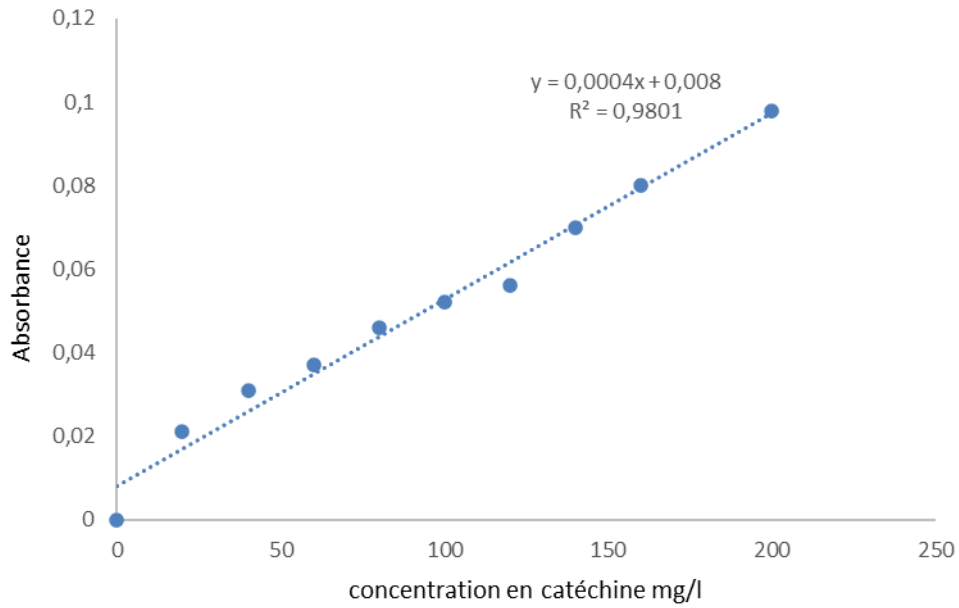


Fig.5. Courbe d'étalonnage des tanins condensés.

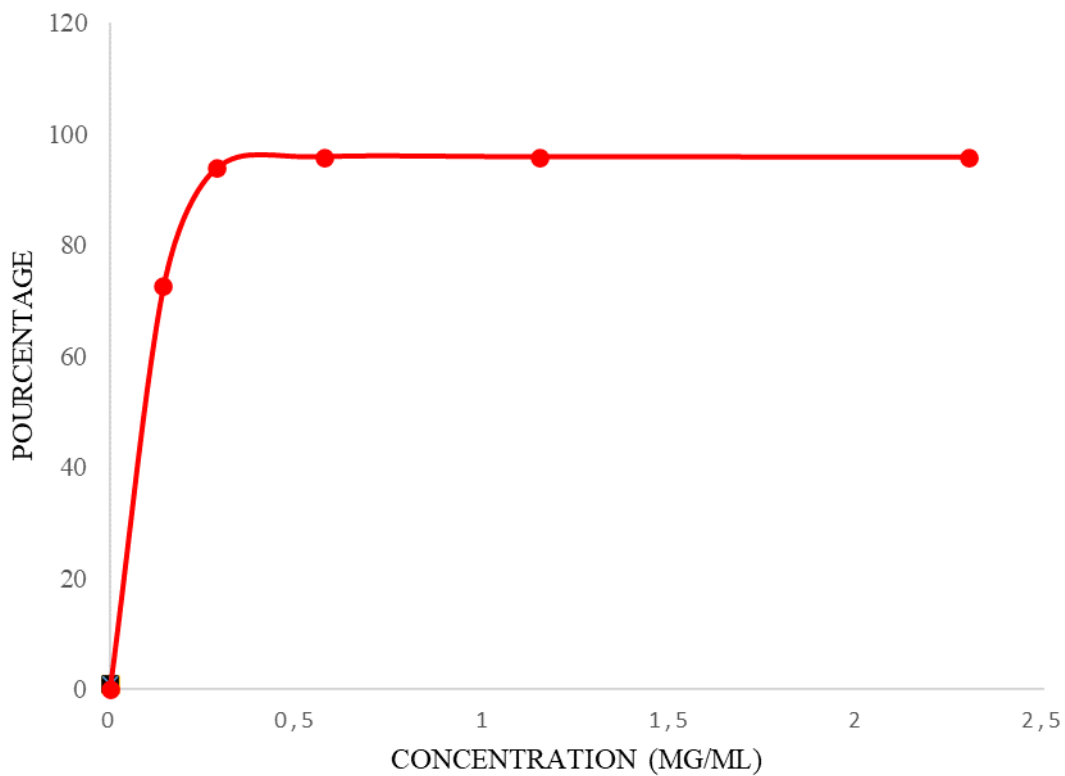


Fig.6. Gamme d'étalonnage de l'acide ascorbique.

ANNEXE II

Tableau. 01. Analyse de variance du paramètre 'précocité de la germination'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	33939.048 ^a	34	998.207	16.637	0.000***
Modèle corrigé	13260.952	1	13260.952	221.016	0.000***
F1salinité	6510.476	4	1627.619	27.127	0.000***
F2 génotypes	20779.048	6	3463.175	57.720	0.000***
F1* F2	6649.524	24	277.063	4.618	0.000***
Erreur	4200.000	70	60.000		
Total	51400.000	105			
Total corrigé	38139.048	104			
Moyenne générale		11.2381			
Écart type		19.1499			
C.V%		170.40%			

Ddl : degré de liberté, F : test de Fisher-Snedecor (test à 5%), * P<0.05, **P<0.01, ***P<0.001
F:facteur, E.T: écart type, C.V: coefficient de variation., C M :carré moyens.

Tableau.02. Analyse de variance du paramètre 'après 48 heures'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	73251.429 ^a	34	2154.454	16.882	0.000 ***
Modèle corrigé	520115.238	1	520115.238	4075.530	0.000 ***
F1 salinité	11851.429	4	2962.857	23.216	0.000 ***
F2 génotypes	52518.095	6	8753.016	68.587	0.000 ***
F1 * F2	8881.905	24	370.079	2.900	0.000 ***
Erreur	8933.333	70	127.619		
Total	602300.000	105			
Total corrigé	82184.762	104			
Moyenne générale		70,3810			
E.T		28,11117			
C.V%		39.94%			

Tableau.03. Analyse de variance du paramètre 'le taux de germination après 72 heures'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	16485.714 ^a	34	484.874	5.303	0.000***
Modèle corrigé	823714.286	1	823714.286	9009.375	0.000***
F1: salinité	2352.381	4	588.095	6.432	0.000***
F2: génotypes	9752.381	6	1625.397	17.778	0.000***
F1 * F2	4380.952	24	182.540	1.997	0.013*
Erreur	6400.000	70	91.429		
Total	846600.000	105			
Total corrigé	22885.714	104			
Moyenne générale		88,5714			
Écart type		14,83425			
C.V%		16.74%			

Tableau.04. Analyse de variance du paramètre 'le taux de germination après 96 heures'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	16333.333 ^a	34	480.392	6.385	0.000***
Modèle corrigé	850500.000	1	850500.00	11304.114	0.000***
F1: salinité	2933.333	4	733.333	9.747	0.000***
F2: génotypes	8266.667	6	1377.778	18.312	0.000***
F1 * F2	5133.333	24	213.889	2.843	0.000***
Erreur	5266.667	70	75.238		
Total	872100.000	105			
Total corrigé	21600.000	104			
Moyenne générale		90,0000			
E.T		14,41153			
C.V%		16.01%			

Tableau.05. Analyse de variance du paramètre 'le taux de germination après 120 heures'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	8520.000 ^a	34	250.588	3.170	0.000***
Modèle corrigé	901646.667	1	901646.667	11406.373	0.000***
F1 :salinité	1967.619	4	491.905	6.223	0.000***
F2: génotype	4186.667	6	697.778	8.827	0.000***
F1 * F2	2365.714	24	98.571	1.247	0.235NS
Erreur	5533.333	70	79.048		
Total	915700.000	105			
Total corrigé	14053.333	104			
Moyenne générale			92,6667		
Écart type			11,62447		
C.V%			12.54%		

Tableau.06. Analyse de variance du paramètre 'le taux final de germination après 7 jours

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	8651,429 ^a	34	254,454	3,340	0,000***
Constante	907215,238	1	907215,238	11907,200	0,000**
salinité	2184,762	4	546,190	7,169	0,000***
variétés	4078,095	6	679,683	8,921	0,000***
salinité * variétés	2388,571	24	99,524	1,306	0,193NS
Erreur	5333,333	70	76,190		
Total	921200,000	105			
Total corrigé	13984,762	104			
Moyenne générale			92.95		
ecartype			11.59		
cv			12.47%		

Tableau.07. Analyse de la variance du paramètre 'coefficient de vélocité'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	180,359 ^a	34	5,305	18,677	0.000***
Constante	63762,745	1	63762,745	224498,906	0.000***
F1 salinité	33,846	4	8,462	29,792	0.000***
F2 génotypes	134,919	6	22,487	79,172	0.000***
F1 * F2	11,593	24	0,483	1,701	0.045*
Erreur	19,882	70	0,284		
Total	63962,985	105			
Total corrigé	200,240	104			
Moyenne générale			24,6427319		
Écart type			1,38758402		
C.V%			5.63%		

Tableau.08. Analyse de la variance du paramètre 'temps moyen de la germination'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	5,056 ^a	34	0,149	18,058	0.000***
Constante	1740,110	1	1740,110	211316,463	0.000***
F1 salinité	0,920	4	0,230	27,940	0.000***
F2 génotypes	3,767	6	0,628	76,245	0.000***
F1 * F2	0,368	24	0,015	1,864	0.023**
Erreur	0,576	70	0,008		
Total	1745,742	105			
Total corrigé	5,632	104			
Moyenne générale			4,07093052		
Écart type			0,23271283		
C.V%			05.71%		

Tableau.09. Analyse de la variance du paramètre 'moyenne de la germination journalière'.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	240,317a	34	7,068	3,340	0,000***
Constante	25200,423	1	25200,423	11907,200	0,000***
salinité	60,688	4	15,172	7,169	0,000***
variétés	113,280	6	18,880	8,921	0,000***
salinité * variétés	66,349	24	2,765	1,306	0,193NS
Erreur	148,148	70	2,116		
Total	25588,889	105			
Total corrigé	388,466	104			
Moyenne générale	15.49				
Ecartype	1.93				
CV	12.47%				

Tableau.10. Analyse de variance du paramètre 'longueur de la radicule'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	270.677 ^a	34	7.961	23.465	0.000***
Modèle corrigé	641.929	1	641.929	1892.044	0.000***
F1: salinité	134.563	4	33.641	99.154	0.000***
F2: géotypes	102.028	6	17.005	50.120	0.000***
F1 * F2	34.087	24	1.420	4.186	0.000***
Erreur	23.749	70	.339		
Total	936.355	105			
Total corrigé	294.426	104			
Moyenne générale	2,4726				
Écart type	1,68256				
C.V%	68,04%				

Tableau.11. Analyse de la variance pour le paramètre 'longueur de la tigelle'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Sig
Modèle corrigé	48,291 ^a	34	1,420	40,433	0,000***
Modèle corrigé	30,629	1	30,629	871,929	0,000***
F1 Salinité	26,555	4	6,639	188,986	0,000***
F2 Géotypes	11,139	6	1,857	52,851	0,000***
F1 * F2	10,597	24	0,442	12,570	0,000***
Erreur	2,459	70	0,035		
Total	81,379	105			
Total corrigé	50,750	104			
Moyenne générale	0.5401				
Ecart type	0.69855				
C.V%	129%				

Tableau.12. Analyse de la variance pour le paramètre 'vigueur de semences des sept géotypes du pois chiche'.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	543,084a	34	15,973	35,815	0,000***
Constante	896,318	1	896,318	2009,721	0,000***
salinité	273,501	4	68,375	153,311	0,000***
géotypes	195,658	6	32,610	73,117	0,000***
F1 * F2	73,924	24	3,080	6,906	0,000***
Erreur	31,219	70	0,446		
Total	1470,621	105			
Total corrigé	574,303	104			
Moyenne générale	2,92170				
Ecartype	2,349924				
CV	80,429				

Tableau.13. Analyse de la variance sur le paramètre 'taux d'imbibition Après 72 Heures .

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	6650,084a	34	195,591	5,167	0,000***
Constante	113988,584	1	113988,584	3011,331	0,000***
Salinité	1308,050	4	327,013	8,639	0,000***
Génotypes	4558,563	6	759,761	20,071	0,000***
Salinité * génotypes	783,470	24	32,645	0,862	0,648NS
Erreur	2649,725	70	37,853		
Total	123288,392	105			
Total corrigé	9299,809	104			
Moyenne générale			32,9485		
Ecartype			9,4562		
CV			28,7%		

Tableau.14. Analyse de la variance sur le paramètre 'taux d'imbibition Après 72 Heures.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	68712,585 ^a	34	2020,958	6,383	0,000***
Modèle corrigé	860527,632	1	860527,632	2717,735	0,000***
F1 Salinité	8669,491	4	2167,373	6,845	0,000***
F2 Génotypes	54337,321	6	9056,220	28,602	0,000***
F1 * F2	5705,773	24	237,741	0,751	0,781NS
Erreur	22164,389	70	316,634		
Total	951404,607	105			
Total corrigé	90876,975	104			
Moyenne générale			90,52901		
Ecart type			29,5604		
C.V%			32,65%		

Tableau.15. Analyse de la variance sur le paramètre teneur en eau des graines.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Sig
Modèle corrigé	2742,229 ^a	34	80,654	2,627	0,000***
Modèle corrigé	620083,438	1	620083,438	20195,025	0,000***
F1 salinité	1686,514	4	421,629	13,732	0,000***
F2 génotypes	612,762	6	102,127	3,326	0,006**
F1 * F2	442,952	24	18,456	0,601	0,918NS
Erreur	2149,333	70	30,705		
Total	624975,000	105			
Total corrigé	4891,562	104			
Moyenne générale			76,75238		
E.T			7,016164		
C.V%			9,14%		

Tableau.16. Analyse de la variance du paramètre 'indice de tolérance à la salinité'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	4,767 ^a	27	0,177	6,526	0,000***
constant	17,808	1	17,808	658,210	0,000***
F1 Salinité	2,328	3	0,776	28,679	0,000***
F2 Génotypes	1,523	6	0,254	9,383	0,000***
F1 * F2	,916	18	0,051	1,882	0,037*
Erreur	1,515	56	0,027		
Total	24,090	84			
Total corrigé	6,282	83			
Moyenne générale			0,46042879		
Ecart type			0,27511917		
C.V%			59,75%		

Tableau.17. Analyse de la variance pour le paramètre longueur des tiges.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	414,557 ^a	34	12,193	2,969	0,000***
Modèle corrigé	1317,943	1	1317,943	320,890	0,000***
F1: salinité	226,795	4	56,699	13,805	0,000***
F2: génotypes	133,757	6	22,293	5,428	0,000***
F1 * F2	54,005	24	2,250	0,548	0,950NS
Erreur	287,500	70	4,107		
Total	2020,000	105			
Total corrigé	702,057	104			
Moyenne générale			3,54285714		
E.T			2,59818195		
C.V%			73,33%		

Tableau.18. Analyse de la variance du paramètre 'longueur des racines'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	2338,490 ^a	34	68,779	3,685	0,000***
Modèle corrigé	73789,260	1	73789,260	3953,500	0,000***
F1 salinité	796,657	4	199,164	10,671	0,000***
F2 génotypes	377,024	6	62,837	3,367	0,006***
F1 * F2	1164,810	24	48,534	2,600	0,001***
Erreur	1306,500	70	18,664		
Total	77434,250	105			
Total corrigé	3644,990	104			
Moyenne générale	25,3666667				
Écart type	5,6348276				
C.V.%	22,21%				

Tableau.19. Analyse de la variance du paramètre 'volume des racines'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	277,524 ^a	34	8,162	1,900	0,012*
Modèle corrigé	4023,810	1	4023,810	936,807	0,000***
F1: salinité	2,381	4	0,595	0,139	0,967 NS
F2: génotypes	175,390	6	29,232	6,806	0,000***
F1 * F2	99,752	24	4,156	0,968	0,517NS
Erreur	300,667	70	4,295		
Total	4602,000	105			
Total corrigé	578,190	104			
Moyenne générale	6,19047619				
Écart type	2,35786425				
C.V%	38%				

Tableau.20. Analyse de la variance du paramètre Lracines/Ltiges.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	4,629 ^a	34	0,136	3,466	0,000***
Modèle corrigé	99,118	1	99,118	2523,307	0,000***
F1: salinité	1,316	4	0,329	8,379	0,000***
F2: génotypes	1,756	6	0,293	7,449	0,000***
F1 * F2	1,557	24	0,065	1,652	0,054NS
Erreur	2,750	70	0,039		
Total	106,497	105			
Total corrigé	7,379	104			
Moyenne générale	0,97158649				
Écart type	0,2663693				
C.V%	27,41%				

Tableau.21. Analyse de la variance du paramètre 'nombre de nodules racinaires'

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	6260,724 ^a	34	184,139	3,612	0,000***
constant	29904,610	1	29904,610	586,584	0,000***
F1: salinité	2717,486	4	679,371	13,326	0,000***
F2: génotypes	2413,390	6	402,232	7,890	0,000***
F1 * F2	1129,848	24	47,077	0,923	0,572NS
Erreur	3568,667	70	50,981		
Total	39734,000	105			
Total corrigé	9829,390	104			
Moyenne générale	16,8761905				
Écart type	9,7217987				
C.V%	57,62%				

Tableau.22. Analyse de la variance du paramètre 'poids des nodules racinaires.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	0,252 ^a	34	0,007	4,109	0,000***
Constante	0,580	1	0,580	320,668	0,000***
F1 salinité	0,092	4	0,023	12,750	0,000***
F2 génotypes	0,112	6	0,019	10,358	0,000***
F1 * F2	0,048	24	0,002	1,106	0,361NS
Erreur	0,127	70	0,002		
Total	0,958	105			
Total corrigé	0,379	104			
Moyenne générale	0,074291429				
Écart type	0,060364829				
C.V%	81,48%				

Tableau.23. Analyse de la variance du paramètre teneur en eau des tiges.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	3728,724 ^a	34	109,668	4,065	0,000***
Modèle corrigé	530441,610	1	530441,610	19659,855	0,000***
F1: salinité	2270,914	4	567,729	21,042	0,000***
F2: génotypes	1205,524	6	200,921	7,447	0,000***
F1* F2	252,286	24	10,512	0,390	0,994NS
Erreur	1888,667	70	26,981		
Total	536059,000	105			
Total corrigé	5617,390	104			
Moyennegénérale	69.2%				
Écart type	7,34937888				
C.V%	10.62%				

Tableau.24. Analyse de la variance du paramètre teneur en eau des racines.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	1678,895 ^a	34	49,379	4,063	0,000***
Modèle corrigé	625474,438	1	625474,438	51469,292	0,000***
F1: salinité	1337,467	4	334,367	27,514	0,000***
F2: génotypes	197,295	6	32,883	2,706	0,020**
F1* F2	144,133	24	6,006	0,494	0,972NS
Erreur	850,667	70	12,152		
Total	628004,000	105			
Total corrigé	2529,562	104			
Moyennegénérale	77,18%				
Écart type	4,93				
C.V%	6,38%				

Tableau.25. Analyse de variance du paramètre 'l'indice de sensibilité à la salinité'.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	0,297 ^a	27	0,011	1,454	0,118NS
Constante	0,438	1	0,438	57,803	0,000***
salinité	0,161	3	0,054	7,101	0,000***
génotypes	0,076	6	0,013	1,667	0,146NS
salinité * génotypes	0,060	18	0,003	0,442	0,971NS
Erreur	0,424	56	0,008		
Total	1,159	84			
Total corrigé	0,721	83			
Moyenne générale	0.072				
Ecartype	0.093				
CV	129.14%				

Tableau.26. Analyse de la variance du paramètre poids de la biomasse fraîche aérienne.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	350,664 ^a	34	10,314	22,341	0,000***
constante	3545,576	1	3545,576	7680,274	0,000***
F1 :salinité	181,735	4	45,434	98,416	0,000***
F2 :génotypes	130,307	6	21,718	47,044	0,000***
F1 * F2	38,623	24	1,609	3,486	0,000***
Erreur	32,315	70	0,462		
Total	3928,555	105			
Total corrigé	382,980	104			
Moyenne générale	5,81161905				
Écart type	1,91901022				
C.V%	33.02%				

Tableau. 27. Analyse de la variance du paramètre poids de la biomasse fraîche racinaire.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	88,387 ^a	34	2,600	23,627	0,000***
Modèle corrigé	953,268	1	953,268	8664,056	0,000***
F1 salinité	44,459	4	11,115	101,020	0,000***
F2 génotypes	33,197	6	5,533	50,287	0,000***
F1 * F2	10,731	24	0,447	4,064	0,000***
Erreur	7,702	70	0,110		
Total	1049,357	105			
Total corrigé	96,089	104			
Moyenne générale	3,013				
Écart type	0,961				
C.V%	31,90%				

Tableau.28. Analyse de la variance du paramètre poids sec des tiges.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	5,264 ^a	34	0,155	1,563	0,058
Modèle corrigé	271,624	1	271,624	2742,525	0,000***
F1 :salinité	2,109	4	0,527	5,324	0,001**
F2 :génotypes	1,447	6	0,241	2,435	0,034*
F1 * F2	1,708	24	0,071	0,718	0,816NS
Erreur	6,933	70	0,099		
Total	283,821	105			
Total corrigé	12,197	104			
Moyenne générale	1,58194762				
Écart type	0,35181206				
C.V%	22,23%				

Tableau.29. Analyse de la variance du paramètre poids sec des racines.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	1,364 ^a	34	0,040	3,062	0,000***
Modèle corrigé	45,182	1	45,182	3448,722	0,000***
F1 :salinité	0,159	4	0,040	3,028	0,023*
F2 :génotypes	0,871	6	0,145	11,075	0,000***
F1 * F2	0,335	24	0,014	1,064	0,405NS
Erreur	0,917	70	0,013		
Total	47,463	105			
Total corrigé	2,281	104			
Moyenne générale	0,65597722				
Écart type	0,14809869				
C.V%	22,57%				

Tableau.30. Analyse de la variance du paramètre ratio poids de la biomasse sèche racinaire/biomasse sèche aérienne.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	0,456 ^a	34	0,013	0,994	0,494NS
Modèle corrigé	19,401	1	19,401	1437,784	0,000***
F1 :salinité	0,038	4	0,010	0,711	0,587NS
F2 :génotypes	0,139	6	0,023	1,712	0,131NS
F1 * F2	0,279	24	0,012	0,862	0,649NS
Erreur	0,945	70	0,013		
Total	20,801	105			
Total corrigé	1,401	104			
Moyenne générale	0,429847				
Écart type	0,116047				
C.V%	26,99%				

Tableau.31. Analyse de la variance du paramètre 'l'indice de tolérance à la salinité BSA'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	2,243 ^a	27	0,083	2,409	0,003**
Modèle corrigé	36,845	1	36,845	1068,298	0,000***
F1:salinité	1,526	3	0,509	14,752	0,000***
F2:génotypes	0,320	6	0,022	1,545	0.180NS
F1 * F2	0,397	18	0,034	0,639	0,852NS
Erreur	1,931	56			
Total	41,020	84			
Total corrigé	4,174	83			
Moyenne générale		0,945394			
Écart type		0,2446			
C.V%		25,88%			

Tableau.32 – analyse de la variance du paramètre 'l'indice de tolérance à la salinité BSR'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	3,756 ^a	27	0,139	0,808	0,723NS
Modèle corrigé	89,015	1	89,015	516,833	0,000***
F1:salinité	0,146	3	0,049	0,283	0,837NS
F2:génotypes	2,057	6	0,343	1,990	0.082NS
F1 * F2	1,553	18	0,086	0,501	0,947NS
Erreur	9,645	56	0,172		
Total	102,417	84			
Total corrigé	13,401	83			
Moyenne générale		1,029421			
Écart type		0,401822			
C.V%		39,03%			

Tableau.33. Analyse de variance du paramètre 'taux de cendres des feuilles'.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	7060,656 ^a	34	207,666	37,557	0,000***
Constante	236116,983	1	236116,983	42702,493	0,000***
Salinité	4651,873	4	1162,968	210,326	0,000***
Génotypes	2005,759	6	334,293	60,458	0,000***
Salinité * Génotypes	403,024	24	16,793	3,037	0,000***
Erreur	387,054	70	5,529		
Total	243564,694	105			
Total corrigé	7447,711	104			
Moyenne générale		47,420809			
Ecartype		8,46242294			
CV		17,8453785			

Tableau.34. Analyse de variance du paramètre 'taux de cendres des racines'.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	7051,314 ^a	34	207,392	29,042	0,000***
Constante	259574,556	1	259574,556	36350,015	0,000***
Salinité	5034,491	4	1258,623	176,254	0,000***
Génotypes	1122,672	6	187,112	26,203	0,000***
Salinité * Génotypes	894,150	24	37,256	5,217	0,000***
Erreur	499,868	70	7,141		
Total	267125,738	105			
Total corrigé	7551,182	104			
Moyenne générale		50,32			
Ecartype		9,046			
CV		17,97%			

Tableau.35. Analyse de variance du paramètre 'la teneur en sodium des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	4601,530 ^a	34	135,339	16,657	0,000***
Constante	72178,888	1	72178,888	8883,237	0,000***
Salinité	2502,908	4	625,727	77,010	0,000***
Génotypes	1417,560	6	236,260	29,077	0,000***
Salinité * Génotypes	681,061	24	28,378	3,492	0,000***
Erreur	568,770	70	8,125		
Total	77349,188	105			
Total corrigé	5170,300	104			
Moyenne générale	24.33				
Ecartype	7.58				
CV	31.16%				

Tableau.36. Analyse de variance du paramètre 'la teneur en sodium des racines'

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	768,126 ^a	34	22,592	6,252	0,000***
Constante	5602,153	1	5602,153	1550,217	0,000***
Salinité	509,774	4	127,443	35,266	0,000***
Génotypes	98,040	6	16,340	4,522	0,001***
Salinité * Génotypes	160,313	24	6,680	1,848	0,025*
Erreur	252,965	70	3,614		
Total	6623,244	105			
Total corrigé	1021,091	104			
Moyenne générale	7,304371				
Ecartype	3,1333976				
CV	42,897%				

Tableau.37. Analyse de variance du paramètre 'la teneur en potassium des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	4422,868 ^a	34	130,084	8,005	0,000***
Constante	119278,389	1	119278,389	7339,733	0,000***
Salinité	2488,812	4	622,203	38,287	0,000***
Génotypes	929,780	6	154,963	9,536	0,000***
Salinité * Génotypes	1004,276	24	41,845	2,575	0,001***
Erreur	1137,574	70	16,251		
Total	124838,830	105			
Total corrigé	5560,442	104			
Moyenne générale	33,704371				
Ecartype	7,31203014				
Cv	21,69 %				

Tableau.38. Analyse de variance du paramètre 'la teneur en potassium des racines.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	406,241 ^a	34	11,948	3,961	0,000***
Constante	6278,833	1	6278,833	2081,397	0,000***
Salinité	193,943	4	48,486	16,073	0,000***
Génotypes	68,297	6	11,383	3,773	0,003**
Salinité * Génotypes	144,001	24	6,000	1,989	0,014*
Erreur	211,165	70	3,017		
Total	6896,238	105			
Total corrigé	617,406	104			
Moyenne générale	7,73294286				
Ecartype	2,43651245				
CV	31,51%				

Tableau.39. Analyse de variance du paramètre 'la teneur en calcium des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	1639,263a	34	48,214	17,899	0,000***
Constante	24624,744	1	24624,744	9141,625	0,000***
Salinité	1146,155	4	286,539	106,374	0,000***
Génotypes	227,939	6	37,990	14,103	0,000***
Salinité * Génotypes	265,170	24	11,049	4,102	0,000***
Erreur	188,559	70	2,694		
Total	26452,566	105			
Total corrigé	1827,822	104			
Moyenne générale			15,31		
Ecartype			4,19228		
CV			27,38 %		

Tableau.40. Analyse de variance du paramètre 'la teneur en calcium des racines

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	177,346a	34	5,216	9,151	0,000***
Constante	2516,140	1	2516,140	4414,231	0,000***
Salinité	35,235	4	8,809	15,454	0,000***
Génotypes	53,477	6	8,913	15,636	0,000***
Salinité * Génotypes	88,633	24	3,693	6,479	0,000***
Erreur	39,900	70	0,570		
Total	2733,386	105			
Total corrigé	217,246	104			
Moyenne générale			4,8952		
Ecartype			1,4453042		
CV			29,52%		

Tableau.41. Analyse de variance du paramètre le ratio K^+/Na^+ des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	50,793a	34	1,494	11,662	0,000***
Constante	338,107	1	338,107	2639,363	0,000***
Salinité	27,646	4	6,912	53,954	0,000***
Génotypes	12,130	6	2,022	15,782	0,000***
Salinité * Génotypes	11,016	24	0,459	3,583	0,000***
Erreur	8,967	70	0,128		
Total	397,868	105			
Total corrigé	59,760	104			
Moyenne générale			1,794		
Ecartype			0,76		
CV			42,24%		

Tableau.42. Analyse de variance du paramètre le ratio K^+/Na^+ des racines.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	50,793a	34	1,494	11,662	0,000***
Constante	338,107	1	338,107	2639,363	0,000***
Salinité	27,646	4	6,912	53,954	0,000***
Génotypes	12,130	6	2,022	15,782	0,000***
Salinité * Génotypes	11,016	24	0,459	3,583	0,000***
Erreur	8,967	70	0,128		
Total	397,868	105			
Total corrigé	59,760	104			
Moyenne générale			0,835		
Ecartype			0,263		
CV			31,51%		

Tableau.43. Analyse de variance du paramètre le ratio Ca^{2+}/Na^{+} des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	19,111 ^a	34	0,562	17,253	0,000***
Constante	59,914	1	59,914	1838,927	0,000***
Salinité	12,008	4	3,002	92,138	0,000***
Génotypes	4,333	6	0,722	22,164	0,000***
Salinité * Génotypes	2,771	24	0,115	3,544	0,000***
Erreur	2,281	70	0,033		
Total	81,306	105			
Total corrigé	21,392	104			
Moyenne générale			0,75		
Ecartype			0,45		
CV			60,04%		

Tableau.44. Analyse de variance du paramètre le ratio Ca^{2+}/Na^{+} des racines.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	30,671 ^a	34	0,902	3,879	0,000***
Constante	83,752	1	83,752	360,127	0,000***
Salinité	17,829	4	4,457	19,166	0,000***
Génotypes	3,117	6	0,520	2,234	0,050***
Salinité * Génotypes	9,725	24	0,405	1,742	0,038*
Erreur	16,279	70	0,233		
Total	130,703	105			
Total corrigé	46,951	104			
Moyenne générale			0,89		
Ecartype			0,67		
CV			75,23%		

Tableau. -Analyse de la variance du paramètre 'Nombre de fleurs

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	155,200 ^a	34	4,565	4,609	0,000***
Constante	1624,467	1	1624,467	1640,087	0,000***
Salinité	99,962	4	24,990	25,231	0,000***
Génotypes	30,267	6	5,044	5,093	0,000***
Salinité * Génotypes	24,971	24	1,040	1,050	0,420NS
Erreur	69,333	70	0,990		
Total	1849,000	105			
Total corrigé	224,533	104			
Moyenne générale			3,93		
Ecartype			1,47		
CV			37,36%		

Tableau.46. Analyse de la variance du paramètre 'nombre de gousses'

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	252,800 ^a	34	7,435	2,749	0,000***
Constante	673,867	1	673,867	249,141	0,000***
Salinité	154,705	4	38,676	14,299	0,000***
Génotypes	69,867	6	11,644	4,305	0,001**
Salinité * Génotypes	28,229	24	1,176	,435	0,988NS
Erreur	189,333	70	2,705		
Total	1116,000	105			
Total corrigé	442,133	104			
Moyenne générale			2,53		
Ecartype			2,06		
CV			81,39		

Tableau.47. Analyse de la variance du paramètre 'poids de gousses'

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	94,783a	34	2,788	5,281	0,000
Constante	189,619	1	189,619	359,206	0,000
Salinité	55,496	4	13,874	26,282	0,000
Génotypes	26,942	6	4,490	8,506	0,000
Salinité * Génotypes	12,345	24	0,514	0,974	0,509
Erreur	36,952	70	0,528		
Total	321,354	105			
Total corrigé	131,735	104			
Moyenne générale			1,343836		
Écart type			1,12547		
CV			83,75%		

Tableau.48. Analyse de la variance du paramètre teneur en chlorophylle a.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	396.778 ^a	34	11.670	10.456	0.000***
Modèle corrigé	2584.746	1	2584.746	2315.871	0.000***
F1 :salinité	316.513	4	79.128	70.897	0.000***
F2 :génotypes	59.634	6	9.939	8.905	0.000***
F1 * F2	20.631	24	0.860	0.770	0.759NS
Erreur	78.127	70	1.116		
Total	3059.650	105			
Total corrigé	474.905	104			
Moyenne générale			4,96151429		
Écart type			2,13691162		
C.V			43.06%		

Tableau.49. Analyse de la variance du paramètre teneur en chlorophylle B des feuilles

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	22.701 ^a	34	0.668	12.006	0.000***
Modèle corrigé	168.548	1	168.548	3030.698	0.000***
F1:salinité	17.516	4	4.379	78.740	0.000***
F2:Génotypes	3.532	6	0.589	10.586	0.000***
F1 *F2	1.653	24	0.069	1.238	0.242NS
Erreur	3.893	70	0.056		
Total	195.142	105			
Total corrigé	26.594	104			
Moyenne générale			1,26697143		
Écart type			0,50568045		
C.V			39.77%		

Tableau.50. Analyse de la variance du paramètre " teneur en chlorophylle totale".

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	598.658 ^a	34	17.608	11.362	0.000***
Modèle corrigé	4075.130	1	4075.130	2629.664	0.000***
F1:salinité	481.474	4	120.369	77.673	0.000***
F2:génotype	86.933	6	14.489	9.350	0.000***
F1 * F2	30.251	24	1.260	0.813	0.708NS
Erreur	108.477	70	1.550		
Total	4782.266	105			
Total corrigé	707.136	104			
Moyenne générale			6,24503		
Écart type			2,60756261		
C.V%			41.74%		

Tableau.51. Analyse de la variance du paramètre 'teneur en caroténoïdes''

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	67.843 ^a	34	1.995	13.214	0.000***
Modèle corrigé	584.950	1	584.950	3873.777	0.000***
F1 :salinité	52.720	4	13.180	87.283	0.000***
F2 :génotypes	11.709	6	1.951	12.923	0.000***
F1 * F2	3.415	24	0.142	0.942	0.548NS
Erreur	10.570	70	0.151		
Total	663.363	105			
Total corrigé	78.413	104			
Moyenne générale	2,36028571				
Écart type	0,8683175				
C.V	36.78%				

Tableau.52. Analyse de la variance du paramètre'' teneur en sucres solubles des feuilles''

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	255134,042 ^a	34	7503,942	9,150	0.000***
constante	2015627,009	1	2015627,009	2457,887	0.000***
F1	182153,952	4	45538,488	55,530	0.000***
F2	31291,196	6	5215,199	6,359	0.000***
F1 *F2	41688,894	24	1737,037	2,118	0.008**
Erreur	57404,537	70	820,065		
Total	2328165,589	105			
Total corrigé	312538,579	104			
Moyenne générale	138,551246				
Écart type	54,8195097				
C.V.%	39.56%				

Tableau. 53. Analyse de la variance sur le paramètre 'teneur en sucres solubles des racines'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	14210,912 ^a	34	417,968	7,974	0.000***
Modèle corrigé	109020,728	1	109020,728	2080,022	0.000***
F1: salinité	6547,669	4	1636,917	31,231	0.000***
F2:génotypes	6014,339	6	1002,390	19,125	0.000***
F1 *F2	1648,903	24	68,704	1,311	0.19NS
Erreur	3668,928	70	52,413		
Total	126900,569	105			
Total corrigé	17879,840	104			
Moyenne générale	32,2225488				
E.T	13,1118854				
C.V	40.69%				

Tableau. 54. Analyse de la variance sur le paramètre 'le ratio Teneur en sucres solubles des feuilles/teneur en sucres solubles des racines'.

Source	Somme des carrés de type III	Ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	12,348 ^a	34	0,363	9,024	0.000***
Modèle corrigé	257,906	1	257,906	6408,260	0.000***
F1: salinité	1,506	4	0,377	9,358	0.000***
F2:génotypes	5,545	6	0,924	22,963	0.000***
F1 *F2	5,296	24	0,221	5,483	0.000***
Erreur	2,817	70	0,040		
Total	273,071	105			
Total corrigé	15,165	104			
Moyenne générale	1,5672422				
E.T	0,38185822				
C.V%	24.36%				

Tableau.55. Analyse de la variance sur le paramètre 'Teneur en proline des feuilles'

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	8851,605 ^a	34	260,341	7,825	0,000***
Constante	28459,465	1	28459,465	855,347	0,000***
Salinité	6072,547	4	1518,137	45,627	0,000***
Génotypes	477,954	6	79,659	2,394	0,037*
F1 * F2	2301,104	24	95,879	2,882	0,000***
Erreur	2329,069	70	33,272		
Total	39640,139	105			
Total corrigé	11180,674	104			
Moyenne générale			16,46		
Ecartype			26,83		
CV			162,97%		

Tableau.56. Analyse de la variance sur le paramètre 'Teneur en proline des feuilles'

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	838,815 ^a	34	24,671	9,188	0,000***
Constante	1382,458	1	1382,458	514,838	0,000***
Salinité	706,628	4	176,657	65,788	0,000***
Génotypes	24,618	6	4,103	1,528	0,182NS
Salinité * Génotypes	107,569	24	4,482	1,669	0,051NS
Erreur	187,966	70	2,685		
Total	2409,239	105			
Total corrigé	1026,781	104			
Moyenne générale			3,63		
Ecartype			6,44		
CV			186,59%		

Tableau.57. Analyse de la variance du paramètre la teneur en polyphénols des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	41,192 ^a	34	1,212	8,064	0,000***
Constante	3452,518	1	3452,518	22978,936	0,000***
Salinité	18,114	4	4,528	30,140	0,000***
Génotypes	8,439	6	1,406	9,361	0,000***
Salinité * Génotypes	14,639	24	,610	4,060	0,000***
Erreur	10,517	70	,150		
Total	3504,228	105			
Total corrigé	51,709	104			
Moyenne générale			05.73		
Ecartype			0.71		
CV			12.29%		

Tableau.58. Analyse de la variance du paramètre la teneur en polyphénols des racines.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	4,159 ^a	34	0,122	3,595	0,000***
Constante	331,464	1	331,464	9741,411	0,000***
salinité	1,961	4	0,490	14,405	0,000***
génotypes	0,577	6	0,096	2,826	0,016*
salinité * génotypes	1,622	24	0,068	1,986	0,014*
Erreur	2,382	70	0,034		
Total	338,005	105			
Total corrigé	6,541	104			
Moyenne générale			1,77		
Ecartype			0.25		
CV			14.28%		

Tableau.59. Analyse de variance du paramètre la teneur en flavonoïdes des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	15,015 ^a	34	0,442	17,415	0,000***
Constante	353,046	1	353,046	13921,526	0,000***
Salinité	13,660	4	3,415	134,665	0,000***
Génotypes	0,472	6	0,079	3,102	0,009**
Salinité * Génotypes	0,883	24	0,037	1,451	0,117NS
Erreur	1,775	70	,025		
Total	369,837	105			
Total corrigé	16,791	104			
Moyenne générale			1,83		
Ecartype			0,40		
CV			21,91%		

Tableau.60. Analyse de variance du paramètre la teneur en flavonoïdes des racines.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	1,376 ^a	34	0,040	3,994	0,000***
Constante	12,271	1	12,271	1211,229	0,000***
Salinité	0,456	4	0,114	11,265	0,000***
Génotypes	0,549	6	0,091	9,031	0,000***
Salinité * Génotypes	0,370	24	0,015	1,523	0,089NS
Erreur	0,709	70	0,010		
Total	14,356	105			
Total corrigé	2,085	104			
Moyenne générale			0,34		
Ecartype			0,14		
CV			41,42%		

Tableau.61. Analyse de variance du paramètre la teneur en tanins condensés des feuilles.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	6,591 ^a	34	0,194	6,523	0,000***
Constante	84,635	1	84,635	2847,850	0,000***
Salinité	4,138	4	1,034	34,807	0,000***
Génotypes	,601	6	0,100	3,370	0,006**
Salinité * Génotypes	1,853	24	0,077	2,598	0,001**
Erreur	2,080	70	0,030		
Total	93,306	105			
Total corrigé	8,672	104			
Moyenne générale			0,89		
Ecartype			0,29		
CV			32,16%		

Tableau.62. Analyse de variance du paramètre la teneur en tanins condensés des racines.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	8,967 ^a	34	0,264	7,268	0,000***
Constante	80,169	1	80,169	2209,211	0,000***
Salinité	4,544	4	1,136	31,307	0,000***
Génotypes	2,071	6	0,345	9,511	0,000***
Salinité * Génotypes	2,352	24	0,098	2,701	0,001***
Erreur	2,540	70	0,036		
Total	91,677	105			
Total corrigé	11,508	104			
Moyenne générale			0,87		
Ecartype			0,33		
CV			38,07%		

Tableau.63. Analyse de la variance du paramètre IC50.

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	28,964 ^a	34	0,852	126,889	0,000***
Constante	129,702	1	129,702	19319,393	0,000***
salinité	22,432	4	5,608	835,314	0,000***
génotypes	4,530	6	0,755	112,456	0,000***
salinité * génotypes	2,002	24	0,083	12,426	0,000***
Erreur	0,235	35	0,007		
Total	158,901	70			
Total corrigé	29,199	69			
moyenne			1,36		
Ecartype			0,65		
CV			47,79%		

Tableau.64. Analyse de la variance du paramètre 'La conductivité électrique du sol'

Source	Somme des carrés de type III	ddl	C.M	F	Signification
Modèle corrigé	5.391 ^a	34	0.159	12.165	0.000***
Constante	30.828	1	30.828	2365.267	0.000***
Salinité	4.849	4	1.212	93.016	0.000***
Génotypes	0.071	6	0.012	0.911	0.493NS
Salinité * Génotypes	0.470	24	0.020	1.504	0.096NS
Erreur	0.912	70	0.013		
Total	37.131	105			
Total corrigé	6.303	104			
Moyenne générale			0.542		
Ecartype			0.246		
CV			45.44%		

ANNEXE III

Tableau.01. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les génotypes et les taux de germination après 24 H, 48H, 72H,96H,120H et six jours.

	F1	F2	24H	48H	72H	96H	120H	6jours
F1	1	0,000	-0,403**	-0,371**	-0,310**	-0,338**	-0,343**	-0,368**
F2		1	0,365**	0,306**	0,239*	0,246*	0,119	0,107
24heures			1	0,537**	0,423**	0,380**	0,335**	0,334**
48heures				1	0,707**	0,710**	0,535**	0,551**
72heures					1	0,868**	0,747**	0,763**
96heures						1	0,849**	0,857**
120heures							1	0,990**
7jours								1

** . La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

* . La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).

Tableau.02. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les géotypes et la La longueur de la radicule ;La longueur de la tigelle ;La vigueur des semences ; L'imbibition des graines après 12 heures ; L'imbibition des graines après 72 heures ;Le coefficient de vélocité ;Le

	F1	F2	L radicule	Ltigelle	la vig sem	Imb 12 H	imb 72 H	CV	TMG	DMG	TREgraines
F1	1	0,000	-0,662**	-0,705**	-0,682**	-0,361**	-0,295**	-0,406**	0,400**	-0,368**	-0,524**
F2		1	0,252**	0,106	0,219*	-0,093	-0,009	0,371**	-0,358**	0,107	-0,094
L radicule			1	0,868**	,984**	0,476**	0,521**	0,759**	-0,738**	0,467**	0,526**
L tigelle				1	,936**	0,450**	0,448**	0,641**	-0,614**	0,387**	0,509**
La vig des sem					1	,496**	0,528**	0,742**	-0,718**	0,493**	0,536**
Imb 12 H						1	0,645**	0,332**	-0,318**	0,445**	0,483**
Imb 72 H							1	0,512**	-0,501**	0,438**	0,425**
CV								1	-0,997**	0,423**	0,393**
TMG									1	-0,436**	-0,381**
DMG										1	0,331**
TRE graines											1

temps moyen de la germination ; La teneur en eau des graines.

** . La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

* . La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).

Tableau.03. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les génotypes et la longueur des tiges, longueur des racines, le volume des racines, le nombre des nodules racinaires, le poids de nodules, le Ratio Lt/Lr.

	F1	F2	Lt	L Racines	V R	N nodules	P nodules	Ratio LT / LR
F1	1	0,000	-0,560**	0,403**	0,003	-0,517**	-0,463**	0,357**
F2		1	0,120	0,123	-0,189	-0,183	-0,181	0,148
L T			1	-0,282**	0,160	0,215*	0,136	-0,027
LR				1	-0,030	-0,357**	-0,112	0,277**
V R					1	0,225*	-0,189	0,289**
N nodules						1	0,190	0-,096
P nodules							1	-0,364**
Ratio LT / LR								1

** . La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

*. La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).

Tableau.04. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les géotypes et la longueur des tiges, longueur des racines, le volume des racines, le nombre des nodules racinaires, le poids de nodules, le Ratio Lt/Lr.

	F1	F2	CHLa	CHL b	CHL t	CAR	SSF	SSR	SSF/SSR	Pr F	Pr R
F1	1	0,000	-0,813**	-0,810**	-0,823**	-0,818**	0,712**	0,516**	0,287**	0,570**	0,760**
F2		1	0,215*	0,081	0,195*	0,198*	0,173	0,350**	-0,250*	0,022	-0,041
CHLO A			1	0,916**	0,997**	0,945**	-0,464**	-0,245*	-0,319**	-0,438**	-0,611**
CHLO B				1	0,943**	0,940**	-0,484**	-0,255**	-0,345**	-0,435**	-0,624**
CHLt					1	0,957**	-0,472**	-0,249*	-0,329**	-0,443**	-0,621**
CAR						1	-0,444**	-0,225*	-0,315**	-0,420**	-0,632**
SSF							1	0,821**	0,259**	0,476**	0,527**
SSR								1	-0,305**	0,392**	0,360**
SSF/SSR									1	0,138	0,221*
Pr F										1	0,541**
Pr R											1

****.** La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

*****. La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).

Tableau.05. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les géotypes, la teneur en eau des tiges, la teneur en eau des racines, le poids frais des tiges, le poids frais des racines, le ratio PFR/PFT

	F1	F2	TRET	TRER	PFT	PFR	PSR	PST	PSR/PST
F1	1	0,000	-0,583**	-0,719**	-0,669**	-0,677**	-0,239*	-0,325**	0,140
F2		1	0,161	0,129	0,350**	0,392**	0,436**	0,223*	0,121
TRET			1	0,560**	0,709**	0,670**	0,387**	0,036	0,288**
TRER				1	0,628**	0,673**	-0,005	0,343**	-0,281**
PFT					1	0,838**	0,542**	0,588**	-0,155
PFR						1	0,700**	0,371**	0,213*
PSR							1	0,260**	0,526**
PST								1	-0,544**
PSR/PST									1

****.** La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

*****. La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).

Tableau.06. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les géotypes, le taux de cendres des feuilles, le taux de cendres des racines, la teneur en sodium des feuilles, la teneur en potassium des feuilles, la teneur en calcium des feuilles, le ratio K/Na des feuilles ; Le ratio Ca/Na des feuilles, La teneur en sodium des racines, la teneur en potassium des racines, la teneur en calcium des racines

	F1	F2	T cendres F	T cendres R	T Na F	T K F	T Ca F	K/Na F	Ca/Na F	T Na R	T K R	T Ca R	K/Na R	Ca/Na R
F1	1	0,000	0,750**	0,765**	0,683**	-0,651**	-0,729**	-0,623**	-0,735**	0,658**	-0,415**	-0,378**	-0,623**	-0,592**
F2		1	-0,266**	0,055	-0,318**	0,106	0,323**	0,342**	0,388**	-0,278**	-0,083	-0,168	0,342**	0,169
T cendres F			1	0,521**	0,733**	-0,631**	-0,628**	-0,632**	-0,719**	0,637**	-0,353**	-0,226*	-0,632**	-0,532**
T cendres R				1	0,415**	-0,523**	-0,458**	-0,475**	-0,534**	0,543**	-0,340**	-0,406**	-0,475**	-0,551**
TNaF					1	-0,613**	-0,560**	-0,763**	-0,813**	0,629**	-0,336**	-0,007	-0,763**	-0,476**
T K F						1	0,539**	0,467**	0,570**	-0,487**	0,304**	0,103	0,467**	0,486**
T calcium F							1	0,460**	0,714**	-0,581**	0,137	0,187	0,460**	0,459**
K/Na F								1	0,929**	-0,617**	0,361**	0,002	1,000**	0,575**
Ca/Na F									1	-0,689**	0,292**	0,050	0,929**	0,627**
T Na R										1	-0,249*	-0,101	-0,617**	-0,781**
T K R											1	0,122	0,361**	0,250*
T Ca R												1	0,002	0,416
K/Na R													1	0,575**
Ca/Na R														1

** . La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

* . La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).

Composantes du rendement

Tableau.07. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les géotypes, le nombre de fleurs/plant, le nombre de gousses/plant, le poids de gousses.

	F1	F2	N fleurs/plant	N de gousses	Le Poids Des Gousses
F1	1	0,000	-0,645**	-0,591**	-0,642**
F2		1	-0,137	-0,077	-0,087
N fleurs/plant			1	0,701**	0,657**
N gousses				1	0,843**
Le Poids Des Gousses					1

Tableau.08. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les géotypes, L'indice de tolérance à la salinité (Longueur de la racicule), Indice de tolérance à la salinité (Poids sec aérien), Indice de tolérance à la salinité (Poids sec racinaire), Indice de sensibilité à la salinité (Teneur relative en eau des feuilles)

	F1	F2	ITSLR	ITS PSA	ITS PSR	ISS TREF
F1	1	0,000	-0,588**	-0,545**	-0,103	0,436**
F2		1	0,217*	0,094	-0,025	0,101
ITS LR			1	0,207	-0,043	-0,304**
ITS PSA				1	0,165	0,069
ITS PSR					1	0,357**
ISS TREF						1

** . La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

* . La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).

Tableau.09. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les géotypes, la teneur en polyphénols des feuilles, des racines , la teneurs en flavonoïdes des feuilles et des racines , la teneur des tanins des feuilles et des racines.

	F1	F2	T polyphénols F	T polyphénols R	T flavonoïdes F	T flavonoïdes R	T tanins F	T tanins R
F1	1	0,000	0,562**	0,550**	0,763**	0,444**	0,638**	0,581**
F2		1	0,136	0,214*	0,107	0,012	0,101	0,215*
T polyphénols F			1	0,472**	0,348**	0,375**	0,452**	0,414**
T polyphénols R				1	0,481**	0,309**	0,500**	0,498**
T flavonoïdes F					1	0,420**	0,673**	0,606**
T flavonoïdes R						1	0,421**	0,385**
T tanins F							1	0,794**
T tanins R								1

** . La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).

* . La corrélation est significative au niveau 0.05 (bilatéral).



Tableau.10. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les génotypes, la concentration inhibitrice IC 50.

	F1	F2	IC50
F1	1	0,000	-0,869**
F2		1	-0,293*
IC50			1

Tableau.11. Matrice de corrélation de Pearson entre la salinité, les génotypes, et la conductivité électrique du sol.

	F1	F2	CE du sol
F1	1	0,000	0,868**
F2		1	0,050
CE du sol			1

** . La corrélation est significative au niveau 0.01 (bilatéral).
