

UNIVERSITE KASDI MERBAH – OUARGLA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES



Mémoire

MASTER ACADEMIQUE

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

Filière : **Sciences Biologiques**

Spécialité : **Biotechnologie Végétale**

Présenté par : Mme Kateb Kabdi leila

Melle Maamoun Ichrak

Thème

Effet du stress salin sur la germination et la croissance de deux variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) *in vitro*

Soutenu le **04 juillet 2018**

Devant le jury :

Melle. TRABELSI Hafida
Mme. DERAOUI Naima
Mme. DJERROUDI Ouiza
Melle. SALHI Nesrine

Présidente M.C.A
Examinatrice M.C.B
Promotrice M.C.A
Co. Promotrice M.C.A

UKM OUARGLA
UKM OUARGLA
UKM OUARGLA
UKM OUARGLA

Année Universitaire : 2017 /2018

Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu ALLAH tout puissant de nous avoir accordé la force, courage et patience pour terminer ce travail.

Nombreuses ont été les personnes qui ont apporté leurs concours combien précieux pour la réalisation de ce mémoire, que chacune d'elles trouve ici notre profonde gratitude.

Nous exprimons toute notre gratitude et notre reconnaissance à Madame Djerroudi Ouïsa Maître de conférence A à l'Université de Ouargla et directrice de ce mémoire. On lui adresse nos plus sincères reconnaissances, pour son aide, sa confiance, ses qualités humaines et scientifiques

Nous tenons, à exprimer nos profonde gratitude à la co-encadreur, Melle Salhi Nesrine Maître de conférence A d'avoir dirigé ce thème on la remercie pour la qualité de ses conseils, pour sa disponibilité et pour son investissement constant.

Nos vifs remerciements à Melle Trabelsi Hafida Maître de conférence B pour avoir accepté de présider notre jury et ces conseils durant tous le dernier semestre

Nous remercions également Mme D'ERAOUÏ Naïma Maître de conférence A à l'Université de Ouargla, de nous faire l'honneur d'examiner ce travail et d'avoir accepté de faire partie de notre jury

C'est avec un immense plaisir, que nous adressons nos remerciements au Professeur Bissati Samia, Doyenne de la " Faculté des Sciences et Sciences de la nature et nos remerciements les plus sincères au professeurs Mimoumi Yamina ainsi que Melle Hadjadj Soumia pour leur précieux conseils

Nos remerciements vont également à tout le personnel du laboratoire de Protection des Ecosystèmes en Zone Arides et Semi Arides Université Kasdi Merbah Ouargla également au personnel des laboratoires pédagogique ainsi qu'au personnel exploitation de l'ITAS a savoir Aami Salah Mr Kateb Zohier

Nos vifs remerciements vont, à tous le personnel du laboratoire de l'Algérienne des eaux et également à la chef de département Mme Mezouar et un profond remerciement à Melle Chibani Aïcha

On remercie Mr kabdi Azzouz pour sa confiance et son soutien quasi inconditionnel durant ces deux années de master moral et financier

Nos sincères remerciements à toute la promotion de biotechnologie végétal et particulièrement Hidoub Yousra

Mes remerciements vont à toute personne ayant participé de près ou de loin à l'accomplissement de ce travail

Dédicace

A mon idéal, l'être le plus généreux, mon très cher père qui m'a encouragé, ma source de force pour tenir jusqu'au bout, mon Papa, l'homme qui m'a toujours soutenu et cru en moi. Sa chaleur paternelle, m'a souvent été d'un grand réconfort. Je ne saurais le remercier assez pour tout ce qu'il a fait pour moi.

A la personne qui m'importe le plus dans ce monde, ma Maman. Elle qui a toujours été mon modèle et ma source d'inspiration. Ces conseils, sa présence et sa tendresse m'ont été et me seront toujours indispensables. Je lui suis donc éternellement reconnaissante.

A mes très chères sœurs Ikram, djoumana, Douaa et khaoula.

Ont toujours été à mes côtés.

A mes adorables frères Haïthem et Anes.

Ichrak

Dedicace

Je dédie ce modeste travail à :

A la mémoire de mes grands parent maternel et paternel

A la mémoire de ma chère sœur Karima, la mémoire de mon frère et frère beau Abderrahmane anssi que mon cousin et l'oncle de mon époux que Dieu, le miséricordieux, vous accueille dans son éternel paradis

A mes très chers parents, pour les peines et les sacrifices consentis pour mon éducation. tous vos conseils vos soutien ont toujours guidé mes pas vers la réussite. Mon amour et ma profonde reconnaissance ne sauraient être exprimés en ce modeste travail. Puisse dieu vous accorder santé de bonheur et longue vie.

A mes très chers beaux-parents :

Je ne pourrais jamais exprimer le respect que j'ai pour vous. Vos prières, vos encouragements. Puisse Dieu,, vous combler de santé, et vous procurer une longue vie.

A ma très chère sœur et mère Samia : Autant de phrases aussi expressives A soient-elles ne sauraient montrer le degré d'amour et d'affection que j'éprouve pour toi. Tu m'as comblé avec ta tendresse affection et encouragement tout au long de ma vie et parcours.. Puisse le tout puissant te donner santé, bonheur et longue vie ainsi que tes enfants Amine Nesrine ei Imad qui sont les miens

A mon très cher époux :

Autant d'expressions soit-elles ne sauraient exprimer ma reconnaissance pour tes encouragements ta patience sans fin, ta compréhension tes encouragements et le soutien indispensable que tu as toujours su m'apporter vers la réussite

A mes anges enfants qui sont la lumière de ma vie Amani Farah Abderrahmane et Mohamed dont je lui demande pardon que dieu vous protège

A mes très chères précieux et qui sont toujours à mes coté de frères sœurs ainsi que mes belles sœurs : Islam Mahmoud, Zohier Mounia Assia Mohamed Messaouda Rima et Salma

A mes très chère belle sœurs dont je les considère tant que sœur :Hayat je la remercie pour son soutient et ses conseils que Dieu le tout puissant te préserve ainsi que tes filles à fatiha cherifa nassima intissar karima lynda et hanane.

A mes beaux frères Ali, que dieu t'accorde santé Djamel dont j'exprime envers lui beaucoup de sentiment fraternel et Tarek

A tout mes neveux et nièces et du coté de mon mari

A toute mes tante et oncle du coté maternel et paternel ainsi que du coté de mon mari à toute la famille Idder Kateb et Kabdi

A toute mes amies Aicha Idder Nassima hafida Yanima Maïssa Aakila Hafsa Aicha Nachida Bahriya Salihha Jojo Yousra à toute ma promotion de biotechnologie.

LEILA

Liste des abréviations

CR : capacité de rétention ;

ps : poids sec

pf: poids frais

pp: poids en pleine turgescence

ns : non significatif

s : significatif

hs : hautement significatif

ths : très hautement significatif

F.A.O: Food and Agriculture Organization.

TRE :teneur relative en eau

TE :teneur en eau

Pi : indice de promptitude

TGF: taux de germination final

LSD: différence minimale significatif

Liste des figures

Figure 1-Vésicules épidermiques, a: sur la partie terminale d'une jeune plante ;b: sur le limbe et le pétiole d'une jeune feuille ;c: sur un limbe foliaire (photo: Del castillo.,2004).....	8
Figure 2- Types d'inflorescence de quinoa(Lebonvallet.,2008)	9
Figure 3- Structure de la graine de quinoa (Adaptée par Prego et <i>al.</i> , 1998).	10
Figure 4- Dispositif expérimental de germination.....	20
Figure 5- Cinétique de la germination de quinoa (variété GIZA) sous l'effet des différentes concentrations de chlorure de sodium	29
Figure 6- Cinétique de la germination de quinoa (variété Q102) sous l'effet des différentes concentrations de chlorure de sodium	30
Figure 7-Variation du taux de germination final des graines des deux variétés en fonction de différentes concentrations de NaCl.....	31
Figure 8- Indice de stress de germination des deux variétés en fonction de différentes concentrations en NaCl.....	31
Figure9- Variation de la longueur des tiges de quinoa âgée de 40 jours	35
Figure 10 - variation de longueur des racines de quinoa âgée de 40 jours sous différents traitements en NaCl.	36
Figure 11- variation de teneur en eau des feuilles de quinoa âgée de 40 jours traitée en NaCl.	37
Figure 12-Teneur relative en eau (TRE) des feuilles de quinoa âgées de 40 jours traitées au NaCl.....	38
Figure 13- Variation de la teneur en proline des feuilles de quinoa âgées de 40jours traitées au NaCl.....	39
Figure 14-Variation de la teneur en sucres totaux des feuilles de quinoa âgées de 40jours traitées au NaCl.....	40
Figure 15- variation de teneur en chlorophylle A,B et total des feuilles de quinoa âgées de 40 jours traitées au NaCl.....	41

Liste des tableaux

Tableau 1-Composition des graines de quinoa et de blé (g/100g de matière sèche)	6
Tableau2: Composition chimique du milieu de culture KNOP.....	19
Tableau:3 Concentrations étudiées des solutions salines	23

Liste des photos

Photo 1- Mise des graines dans les boites de pétri.....	19
--	----

Table des matières

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tables	
Liste des photos	
Introduction.....	1

Chapitre I : données bibliographiques

I- Généralité sur la plante Quinoa	6
I-1-Origine et distribution géographique	6
I-5 –physiologie	10
II- Généralités sur le stress et la salinité chez les végétaux.....	10
II -1 Salinité et les sols salés	10
La salinité.....	10
II -1-2- Répartition géographique et importance de la salinité	11
II -1-3 Définition d'un stress	11
II -1-4 définition du stress salin	11
II -1-6 Effet de salinité sur les végétaux.....	12
II -2 Mécanismes des plantes d'adaptation à la salinité	13
II -2-1 Tolérance des plantes.....	13
II -2-4 Ajustement ionique	13
II -2-4-1 Accumulation des sucres	14
II -2-4-2 Accumulation de proline	14
II -2-5 Comportement de quinoa vis-à-vis de la salinité.....	14
II -2-6Germination.....	15
II -2-7 La croissance	15
II -2-8 Généralité sur la culture in vitro	16

Chapitre II : Matériels et méthodes

II-1 Matériels.....	18
II-1-1-Matériel végétal.....	18
II-1-2-2 Choix et préparation des concentrations.....	18
II-1-2-3 Préparation de milieu de culture.....	18
II-1-2-4 Conduite de l'essai.....	19
II-1-2-5 Paramètres physiologiques étudiés.....	20
II-1-2-5 -1 Cinétique de la germination.....	21
II-1-2-5 -2 Taux de germination finale (TGF).....	21
II-1-2-5-3 Indice de stress de germination.....	21
II-1-3 Expérience 02 : Essai de croissance dans le milieu KNOP.....	22
II-1-3-1 Conduite de l'essai sous stress salin.....	22
II-1-4 Expérience 03 : Essai dans les pots.....	22
II-1-4-1 Dispositif expérimental.....	22
II-1-4-2-3 Semis des graines.....	22
II-1-4-4 Préparation de la solution saline.....	23
II-1-4-4-1 Application du stress salin.....	23
II-1-4-4-2 Prélèvement de matériel végétal.....	23
II-1-4-5 Paramètres morphologiques.....	23
II-1-4-6 Paramètres physiologiques.....	24
II-1-4-7 Paramètres biochimiques.....	24

Chapitre III : Résultats et discussion

I- Résultats.....	29
I-2 Taux de germination final.....	30
I.3 Indice de stress de germination.....	31
II. Discussion.....	32

Résultats II : Essai en pots	34
II.1.Effet de la salinité sur les paramètres morphologiques	34
II. 2 Effet de salinité sur Les paramètres hydriques de Giza	36
II.3. Effet de salinité sur les paramètres biochimiques de GIZA	38
Discussion	41
Conclusion	46
Références bibliographiques	

Annexes

Introduction

La salinisation des terres est un problème majeur à l'échelle du globe. Selon la F.A.O. et les estimations les plus récentes, elle affecte déjà au moins 400 millions d'hectares et en menace gravement une superficie équivalente (**Legros, 2009**).

Les terres arides et semi- arides représentent un tiers de la surface du globe (**Baatour et al., 2004**). Dans ces zones, la salinité des sols et des eaux d'irrigation est l'un des facteurs limitant de la production végétale (**Baatour et al., 2004 ; Sabir Ali et al, 2014**).

La salinisation des sols est non seulement l'effet direct de l'irrigation mais aussi celui de la remontée des nappes souterraines salées qui, par évaporation déposent des sels dans le sol et surtout à sa surface (**Zhu, 2007**). L'absence d'un lessivage naturel des sels et l'augmentation de la charge saline des eaux d'irrigation ne peuvent conduire qu'à la stérilisation complète des sols (**Duarte et al, 2015**).

La salinité des sols existe depuis très longtemps en Algérie, elle a été signalée par (**Ville, 1872**) dans son exploration géologique du Nord vers le Sahara. D'après (**Daoud, 1993**), en Algérie, les sols salés occupent environ 15 % de la surface cartographiée dans différentes régions, essentiellement des plaines alluviales, destinées à l'irrigation. Dans les zones arides, les sols sodiques représentent environ 25 % de la surface cartographiée (**Halitim, 1985**).

La réponse au sel des espèces végétales dépend de l'espèce même, de sa variété, de la concentration en sel, des conditions de culture et du stade de développement de la plante (**Mallek, 2001 ; Mallek-Maalej et al ., 2004**) . L'identification de variétés tolérantes aux sels permettrait certainement d'améliorer la production des zones à risque ou irriguées à l'eau saumâtre et présenterait un intérêt évident dans l'optique d'aide à l'amélioration variétale (**Bouraoui et Grignon, 2002 ;Slama, 2006**).

Les plantes réagissent aux variations de la salinité dans leur milieu, soit par disparition soit par déclenchement des mécanismes de résistance ou de tolérance de la plante à la contrainte, parmi lesquels l'ajustement osmotique joue un rôle primordial dans cette résistance ou cette tolérance de la plante à la contrainte (**Hanana et al., 2011**).

En effet cette contrainte provoque une diminution du potentiel osmotique de la solution du sol, un déséquilibre nutritionnel et ou une toxicité des ions.(**Turan et al., 2010**).

Pour atténuer l'effet de toxicité dans les milieux hautement concentrés, les plantes, aussi bien les halophytes que les glycophytes, peuvent développer plusieurs mécanismes pour assurer leur cycle de croissance et de développement. Certaines espèces utilisent le mécanisme d'exclusion des sels en excès (Zid et Grignon, 1991; Alem et Amri, 2005), d'autre le compartimente dans la vacuole (Niu *et al.*, 1995).

La culture *in vitro* est un moyen adéquat pour l'étude des mécanismes adaptatifs des plantes vivants en milieu salin. La culture *in vitro* a pris une importance croissante dans les programmes d'amélioration des plantes pour la sélection de génotypes tolérants à la salinité (Fathi, 1989). Cette technique constitue un test précoce et rapide pour évaluer et caractériser le comportement des espèces végétales face à la contrainte saline (Pourrat, 1994).

Dans le but d'explorer l'effet de la salinité sur les modifications et les réponses d'ordre physiologique et biochimique de la plante, nous nous sommes intéressées à une halophyte : la Quinoa L'une des cultures les plus prometteuses pour l'alimentation et la sécurité nutritionnelle de demain (*Chenopodium quinoa*). Originaire d'Amérique du Sud, le quinoa était très populaire au sein de l'ancienne civilisation andine, mais il a fallu attendre les années 1970, quand le quinoa a commencé à être introduit dans le reste du monde (Anonyme, 2016).

Les graines de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) une pseudo-céréale sont consommés dans de nombreuses régions du monde. Vue sa haute valeur nutritive et sa grande adaptation à différentes conditions environnementales, cette plante a été considérée comme une culture prometteuse pour les terres marginales et les régions semi-arides. Les perspectives pour la culture de quinoa sont très encourageantes, vue qu'il s'agit d'une culture tolérante au sel et ayant des génotypes de rendement élevé (El youssfi, 2013).

Le quinoa tolère la présence de sel dans le sol d'où il a été rapporté que la plus grande production de quinoa dans le monde correspond à la région des salars de l'Altiplano sud de Bolivie, où les sols présentent une grande concentration de sels, principalement de chlorure de sodium. (Del Castillo *et al.*, 2011).

Le quinoa est ainsi capable d'accumuler des ions salins dans ses tissus pour ajuster le potentiel hydrique foliaire. En conditions salines, le quinoa se comporte comme un halophyte facultatif et pourrait être utilisé pour nettoyer des sols contaminés par le sel (Jacobsen *et al.*, 2000a).

En fait, le quinoa est considéré comme une culture prometteuse pour l'introduire dans le système de rotation et de diversification culturale avec d'autres cultures comme les céréales et les légumineuses (**El youssfi, 2013**).

La recherche dans le domaine de la résistance des plantes à la salinité a une grande importance pour la réhabilitation des sols salins(**Bennabi, 2017**). Dans ce contexte, l'objectif de notre travail est d'étudier l'effet du chlorure de sodium sur le quinoa pour mettre en évidence les mécanismes d'adaptations à ce sel pour mieux maîtriser leur action et de valorisé la tolérance de cette halophyte.

Dans ce travail, les variations, biochimiques et physiologiques en fonction de régimes salins croissants sont étudiée en phase de germination et de croissance, dans le but d'évaluer les réponses physiologiques au stress salin.

- Que devenir le comportement des deux variétés de quinoa vis-à-vis la salinité?
- à quel stade le quinoa semble affecter par le sel?
- Quelles sont les mécanismes utilisés par le quinoa pour faire face le stress salin?

Chapitre I
Données
bibliographiques

Chapitre I : Présentation de la plante

I- Généralité sur la plante Quinoa

I-1-Origine et distribution géographique

Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) est une pseudo céréale native des régions andines de l'Amérique du sud (Matiacevich *et al.*, 2006) . C'est un mot d'origine quechua désignant une plante annuelle à feuille triangulaires et panicules composées, Selon les traces archéologiques découvertes dans les grottes d'Ayacucho au Pérou, cette Amarantacée aurait été domestiquée il y a 6.400 à 7.800 ans (Brack Egg, 2003). Elle est cultivée et consommée depuis des siècles par les populations indigènes de Colombie, Équateur, Pérou, Bolivie et Chili,(Gandarillas, 1979).

I-2-Importance de quinoa

Le quinoa a un potentiel nutritif important. Elle se caractérise par une teneur élevée en protéines : 14 à 21%, contre 7 à 12% chez la plupart des autres céréales (blé, riz, maïs, orge, etc.) (Bhargava *et al.*, 2006),(tableau 1), cependant, son principal intérêt nutritif réside dans sa composition équilibrée et complète en amino acides essentiels (la lysine fait généralement défaut dans les autres céréales),(Chauhan *et al.*, 1992),en outre, elle offre un contenu en minéraux très supérieur à celui des céréales classiques, en particulier en phosphore, magnésium, potassium et fer. Enfin, des études récentes indiquent que le quinoa est une excellente source de vitamines, d'antioxydants et d'acides gras (Dini *et al.*, 2004).

Tableau 1-Composition des graines de quinoa et de blé (g/100g de matière sèche) (Tapia, 2000).

Composantes	Quinoa	Blé
Protéines	11-21.3	12.5
Lipides	5,3 - 8.4	2 – 3
Glucides	53,5 - 74.3	67 – 71
Fibres	2,1 - 4.9	2- 4
Cendres	3,0 - 3.6	1,5 - 2,5
Humidité	9,4 - 13.4	14,5

- **Utilisations du quinoa**

Les principales utilisations du quinoa peuvent être résumées comme suit :

- Alimentation humaine : On peut consommer les graines, les feuilles tendres jusqu'au début de la panicule.
- Industrie alimentaire : Les grains et la farine de quinoa peuvent servir à la préparation de la plupart des produits de l'industrie de la farine. Le quinoa peut être associé aux légumineuses telles que les fèves, les haricots rouges afin d'améliorer la qualité nutritionnelle.
- Alimentation animale : La plante entière sert de fourrage vert.
- Utilisations médicinales : Les feuilles, tiges et graines de quinoa servent à diverses applications médicinales grâce à leurs propriétés cicatrisantes, anti-inflammatoires, analgésiques (mal de dents) et désinfectantes des voies urinaires. (Anonyme, 2014)
- Autres utilisations industrielles: Au quinoa est associé toute une gamme de sous-produits destinés à l'alimentation, à la cosmétique, aux applications pharmaceutiques et à d'autres utilisations (Herbillon, 2015).

I-3-Classification botanique

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une plante annuelle dicotylédone herbacée, Dans des conditions optimales de température et d'humidité, les grains germent en une dizaine d'heures environ (Bois et al., 2006), angiosperme de la famille Amarantaceae, genre *Chenopodium*, section *Chenopodia*, sous section *Cellulata*. Le *Chenopodium* est le genre le plus important de la famille des Amarantaceae avec plus de 250 espèces répandues mondialement (Giusti, 1970). Le quinoa est une espèce allotétraploïde et possède 36 chromosomes (Gandarilla, 1979 et Mujica et al., 2001).

I-4-Description botanique

Le quinoa est une plante annuelle de printemps qui atteint une hauteur comprise entre 0,5 et 2 m (Lebonvallet, 2008). Les couleurs communes du quinoa sont le vert, le violet et le rouge. Les plants verts peuvent devenir blancs, jaune orange ou rouges à maturité, les violets peuvent devenir jaunes ou rester violets, et les rouges restent rouges tout au long du cycle (Jacobsen et Stolen, 1993).

Le quinoa possède une racine en pivot vigoureuse avec un enracinement qui peut être profond. Juste sous le collet, le pivot se divise pour donner naissance à des racines secondaires et tertiaires. Ce dernier est généralement d'une longueur proportionnelle à la hauteur de la plante. (**Pacheco et Morlon, 1978**).

La tige est cylindrique au niveau du collet, puis anguleuse plus haut (**Del Castillo et al., 2011**) Son diamètre peut varier de 1 à 8 cm, et sa hauteur entre 50 cm et 2 m, selon la variété et les conditions culturales. Le développement de l'architecture de la plante peut être partiellement modifié par la densité de semis de la culture(**Del Castillo et al., 2011**), l'épiderme de la tige peut être vert, à rayures violettes ou rouges, ou encore entièrement rouge(**Gandarilla, 1979**).

Les feuilles sont alternes sur la tige et précédant un pétiole long, fin et cannelé. Les feuilles sont de différentes formes celles qui sont inférieures sont triangulaires ou rhomboïdales, de grande taille. Les feuilles supérieures sont lancéolées et plus petites, l'endroit et l'envers des jeunes feuilles ainsi que les tiges et les jeunes inflorescences sont couverts de minuscules vésicules Figure(2) qui sont des excroissances épidermiques de forme sphérique et de couleur blanche, pourpre ou rouge, riches en oxalate de calcium et en pigments divers(**Jacobsen et Stølen., 1993 ; Mujica et al., 2001**).

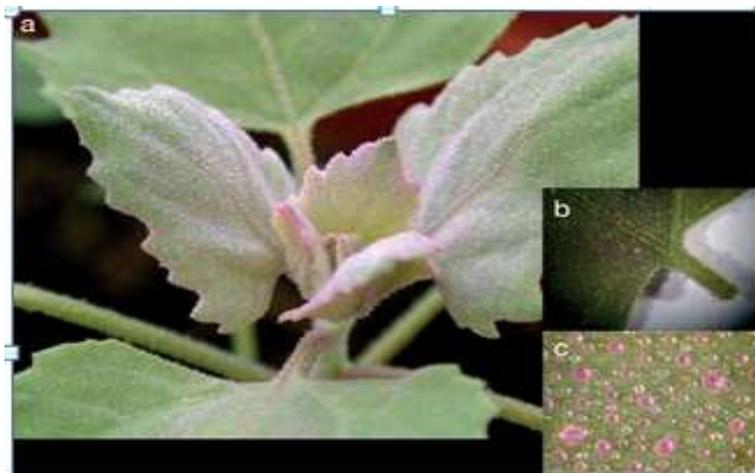


Figure 1-Vésicules épidermiques, **a**:sur la partie terminale d'une jeune pante ;**b**: sur le limbe et le pétiole d'une jeune feuille ;**c**:sur un limbe foliaire (**Del castillo, 2004**)

Le quinoa présente des fleurs hermaphrodites disposées en inflorescences en grappes, considérées comme de faux épis (panicules), Il en existe deux types principaux : glomériforme et Amaranthiforme (Figure 3) (**Del castillo, 2011**).

Chez le type Amaranthiforme, les glomérules (ramifications courtes portant un groupe de fleurs ou de grains) sont insérés directement sur les axes de second ordre, alors que chez le type glomérulaire, ils sont insérés sur les axes de troisième ordre (Bertero *et al.*, 1996 ; Gandarillas, 1979). En général la plante est une espèce autogame, avec environ 10 % de pollinisation croisée (Del Castillo *et al.*, 2011), ces fleurs sont petites, apétales et incomplètes, et peuvent être femelles ou hermaphrodites. Les fleurs hermaphrodites mesurent de 2 à 5 mm, ont un périanthe sépalloïde. Les fleurs femelles, composées uniquement d'un périanthe et d'un pistil, ne font qu'entre 1 et 3 mm. (Jacobsen et Stølen, 1993 ; Mujica *et al.*, 2001).



Amaranthiforme



glomérulaire

Figure 2- Types d'inflorescence de quinoa (Lebonvallet, 2008)

Le fruit est un akène recouvert par le périanthe, duquel il se sépare facilement à l'état sec. Le péricarpe du fruit contient de la saponine, varie entre 0,02 et 0,51% selon les espèces. (Jacobsen *et al.*, 1994). La gamme de couleur du péricarpe va du blanc, jaune, orange, rouge, au marron ou noir, l'embryon Figure(4) formé de deux cotylédons et de la radicule, représente 30% du volume total de la graine et enveloppe comme un anneau la majeure partie du péricarpe, essentiellement constitué d'amidon. Les graines peuvent être de forme conique, cylindrique ou ellipsoïdale, leur taille varie environ entre 1 et 3 mm, leur poids entre 2 et 6 mg. (Jacobsen et Stølen, 1993 ; Mujica *et al.*, 2001).

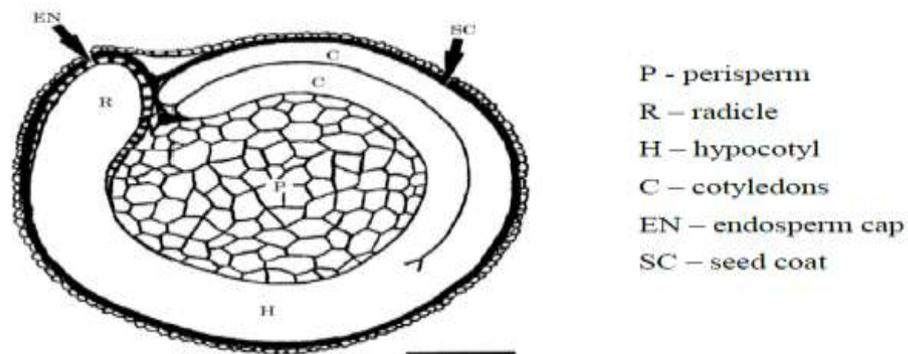


Figure 3- Structure de la graine de quinoa (Adaptée par **Prego et al., 1998**).

I-5 –physiologie

La quinoa est une plante de type C3, elle tolère les diverses contraintes abiotiques comme la sécheresse, les radiations UV, le gel et la salinité des sols, elle a toutefois développé divers mécanismes de défense contre les différents facteurs abiotiques défavorables. (**Lebonvallet, 2008**).

Le quinoa s'adapte à des niveaux de salinité compris entre 8 et 15mS/cm et donne un bon rendement, cette espèce résiste bien aux conditions salines dans les salars boliviens, en effet dans cette région les variétés pouvant germées même à 52mS-cm mais la germination est retardé de 25 jours, la quinoa ainsi capable d'accumuler des ions salins dans ces tissus pour ajuster le potentiel hydrique foliaire (**Del Castillo et al., 2011**).

II- Généralités sur le stress et la salinité chez les végétaux

II -1 Salinité et les sols salés

La salinité constitue l'un des facteurs abiotiques le plus répandu au niveau de la planète et limite fortement les rendements agricoles (**Beldjoudi, 1999 ; Khaled et Baaziz, 2006**).

La salinité des sols est définie selon plusieurs auteurs comme étant la présence de concentration excessive de sels solubles dans le sol, qui limiteraient le développement des plantes (**Baiz, 2000 ; Maatougui, 2001**), ou par la richesse de leur complexe absorbant en

ions, provenant de ces sels et susceptibles de dégrader leurs structure, en particulier le sodium(Aubert, 1983).

II -1-2- Répartition géographique et importance de la salinité

Les zones arides et semi-arides constituent environ les deux tiers de la surface du globe terrestre. Dans ces zones souvent marquées par des périodes sévères de sécheresse, la salinisation des sols est considérée comme l'un des principaux facteurs limitant le développement des plantes. A l'échelle mondiale, il est estimé que presque 800 millions d'hectares de terres sont affectés par le sel, En effet, la salinité s'étend sur plus de 6 % de la superficie totale de la planète dont 3.8 % sont situés en Afrique (Benidire et al., 2014).En l'Algérie, plus de 20% des sols irrigués sont concernés par des problèmes de salinité(Douaoui et Hartani, 2008).Les sols salins se rencontrent dans les basses plaines et vallées d'Oranie, vallée de la Mina, près de Relizane par exemple, sur les hautes plaines au sud de Sétif et de Constantine, aux bords de certains chotts comme le Chott Melghir. Ils ont aussi une grande extension dans les régions Sahariennes au Sud de Biskra jusqu'à Touggourt, Ouargla au-delà (Auber, 1982).

II -1-3 Définition d'un stress

On appelle stress toute pression dominante exercée par un paramètre, perturbant le fonctionnement habituel de la plante. Par ailleurs, la réponse du végétal dépend, entre autres, de ces paramètres environnementaux, (le type de contrainte, son intensité et sa durée) et génétiques (espèce et génotype) (Hopkins, 2003).

II -1-4 définition du stress salin

Selon (Munns et al., 2006), la salinité représente l'accumulation des sels dissous dans la solution du sol à un niveau qui inhibe la croissance et le développement des plantes.

D'après (Torrecillas et al., 1994), le stress salin intervient au moins par trois composantes principales :

- un stress hydrique :lié à une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau. Cela

nécessite un ajustement osmotique adapté, afin que le potentiel hydrique cellulaire demeure inférieur à celui du milieu extracellulaire et à celui du sol.

- un stress ionique: (toxicité ionique) est due à l'excès de Na^+ et Cl^- .
- un stress nutritionnel :dont l'origine réside dans le déséquilibre ionique introduit par la présence de Na^+ et Cl^- à fortes concentrations.

II-1-5 Types de salinité

On compte généralement deux formes de salinité : Primaire et secondaire.

- ❖ La salinité primaire résulte de l'accumulation des sels dans le sol à travers un long processus naturel de dégradation des roches salines et des apports éoliens des sels des mers et océans.
- ❖ La salinité secondaire est d'origine anthropique, résultant des activités humaines, notamment l'irrigation avec des eaux chargées de sels (**Munns et al., 2006**).

II -1-6 Effet de salinité sur les végétaux

✓ Sur la croissance et le développement

La salinité réduit la disponibilité de certains nutriments indispensables pour la croissance, le développement et même la survie des plantes (**Lachaal et al., 1995**). Pour (**Omami, 2005**), la salinité est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité des plantes. Puisque la croissance des plantes est dépendante de la photosynthèse, les facteurs environnementaux affectant la croissance toucheront également la photosynthèse (**Omami, 2005**).

En effet, le stress salin ralentit la croissance en longueur de la plante. Ceci, est due au fait que de la plante utilise une proportion de ses ressources énergétiques pour la régulation osmotique et ionique nécessaire pour la turgescence cellulaire, donc moins d'énergie disponible pour exigences de la plante (**Shannon, 1984**). La salinité se manifeste principalement par diminution de la croissance de l'appareil végétatif caractérisé par la faible ramification, le faible diamètre des organes, le nombre réduit des nœuds et la réduction du nombre de feuilles et de la longueur de la tige et par conséquent l'augmentation du rapport racine /tige, une baisse des poids de matières fraîches et sèches est aussi démontrée (**Rush et Epstein, 1981**).

➤ **Sur les processus biochimiques de la plante**

La salinité freine la protéogénèse et augmente la protéolyse. Ces perturbations entraînent une accumulation d'aminoacides et d'amides libres. Chez diverses espèces, plus ou moins résistantes, on a observé une augmentation des sucres totaux résultant d'un blocage de la glycolyse ou du saccharose provenant d'une forte hydrolyse d'amidon (Asloum, 1990).

✓ **Sur les paramètres hydriques**

Le stress salin induit des changements au statut hydrique de la plante, il réduit le contenu relatif en eau des feuilles, diminue la transpiration (Rengasamy, 2006), et l'absorption hydrique par les racines (Snoussi et al., 2004). Selon (Djerroudi, 2017) le potentiel hydrique et le potentiel osmotique des plantes deviennent plus négatifs avec une augmentation de la salinité, alors que la pression de turgescence augmente avec la salinité.

II -2 Mécanismes des plantes d'adaptation à la salinité

Une plante soumise au stress salin doit faire face à la pénétration de sel dans ses tissus. Ce dernier est rejeté ou accumulé par les différents organes, tissus, cellules et compartiments cellulaires (Levigneron et al., 1995). En effet, le stress salin affecte tous les processus tels que la croissance, les relations hydriques, la photosynthèse et l'absorption minérale.

II -2-1 Tolérance des plantes

Les plantes développent plusieurs stratégies pour limiter le stress salin (Piri et al., 1994). Selon la catégorie des plantes, celles qui sont sensibles au NaCl, accumulent le Na^+ dans les racines qui est exclu dans les feuilles, ces plantes sont dites « exclure », à l'inverse, les plantes tolérantes au NaCl sont dites « inclure » car elles ont en général des feuilles plus chargées en Na^+ que les racines lorsqu'elles sont cultivées en présence de sel (Haouala et al., 2007).

II -2-4 Ajustement ionique

L'ajustement ionique est un autre moyen développé par les plantes afin de réduire et d'équilibrer la concentration d'ion par conséquent d'ajuster la pression osmotique au niveau du cytoplasme (Sairam et Tyagi, 2004). Selon (Munns et Tester, 2008), cet ajustement peut être assuré par une accumulation de potassium, outre celle des composés osmotiques compatibles.

Par ailleurs, le potassium joue également un rôle dans le contrôle de la turgescence cellulaire (Sairam et Tyagi, 2004), néanmoins, les différences d'accumulation des solutés (Acides aminés libres, proline et sucres solubles totaux) entre les plantes témoins et les plantes soumises au stress salin sont très importantes (El midaoui et al., 2007).

II -2-4-1 Accumulation des sucres

Plusieurs auteurs (Gilmour et al., 2000; Streeter et al., 2001) indiquent que l'accumulation des sucres et des polyols, principalement suite à l'hydrolyse de l'amidon est stimulée par un stress salin chez différentes espèces végétales. Une forte corrélation a été établie entre l'accumulation des sucres et le niveau de tolérance à la salinité (Gilmour et al., 2000; Streeter et al., 2001).

Ces derniers semblent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique, ils participent au maintien de la balance de la force osmotique pour garder la turgescence et le volume cytologique aussi élevé que possible et permettent également une préservation de l'intégrité membranaire (Poormohammad-Kiani, 2007).

II -2-4-2 Accumulation de proline

Les teneurs en proline s'accroissent rapidement chez de nombreuses mono-ou dicotylédones soumises à un stress salin (Silva-Ortega et al., 2008; Brinis et Belkhodja., 2015), cette augmentation de la concentration cytoplasmique est consécutive à la stimulation de sa synthèse, résultant d'une élévation des quantités des messagers codant pour l'enzyme qui convertit le glutamate semi-aldéhyde en proline (Bennabi, 2017).

Un niveau élevé de la proline permet aux plantes de maintenir bas leur potentiel osmotique. En abaissant le potentiel osmotique, l'accumulation de la proline impliquée dans l'osmorégulation, permettant la prise additionnelle d'eau de l'environnement, protégeant ainsi de l'effet immédiat du manque d'eau dans les organismes (Djerroudi, 2017).

II -2-5 Comportement de quinoa vis-à-vis de la salinité

Le stress salin affecte la plante durant tout son développement, cependant des différences de tolérance à la salinité selon les espèces et les variétés ont été remarquées dans les différents paramètres de croissance enregistrés (Omami, 2005). La grandeur de la

réduction de la croissance sous l'effet de salinité varie beaucoup avec les espèces et d'une manière faible avec les variétés (**Bolarin et al., 1991; Ghoulam et al., 2002**).

Le quinoa présente une tolérance considérable à la salinité, elle utilise un mécanisme pour obtenir une telle tolérance (**Maugan et al., 2009**), de nombreux cultivars de quinoa ont une variabilité des réponses à la salinité pendant la germination et la croissance.

II -2-6 Germination

La capacité de germination de quinoa et l'établissement de semis, dépend des conditions salines et de cultivar (**Adolf et al., 2013**), en effet, le pourcentage de germination de 182 d'accessions sélectionnés parmi environ 2500 accessions de quinoa sous solution saline démontrent des différences significatives dans le taux de germination (**Gomez-Pando et al., 2010**).

Une étude des quinze accessions de quinoa les plus tolérantes utilisées montre un pourcentage de germination de 60% à 25 dS / m, auparavant, il a été observé que les graines du cultivar péruvien de quinoa "Kancolla" avait un pourcentage de germination de 75% sous une salinité sel de concentration atteignant 57 dS/m mesurée après 7 jours d'ensemencement (**Jacobsen et al., 2003**). Alors que pour (**Ruiz-Carrasco et al., 2011**) une importante diminution de germination auprès de la concentration 300mM de quatre géotypes de quinoa chiliens traités NaCl il a été enregistré une réduction significative de la germination.

Selon (**Koyro et Eisa, 2008**), l'ajustement osmotique joue également un rôle essentiel durant la germination pour le maintien de la teneur en eau adéquat à l'intérieur de la graine, ce si résulte d'un potentiel réduit dans le sol environnant.

II -2-7 La croissance

La salinité affecte la croissance et le développement de quinoa par plusieurs paramètres physiologiques, morphologiques et biochimiques (**Adolf et al., 2013**).

Les conditions salines diminuent généralement le taux de transpiration, mais aussi l'absorption de CO₂, et donc la photosynthèse (**Iyengar and Reddies, 1996**), la maintenance de la turgescence cellulaire contrôlé par la diminution de transpiration dans le quinoa effectué par la réduction de la taille et /ou la densité des stomates des feuilles (**IN Biondi et al., 2015**).

L'étude de la tolérance au sel et l'accumulation d'ions chez *Chenopodium quinoa* cv sous un mélange de sel (MgSO₄, Na₂SO₄, NaCl et CaCl₂) montre une diminution non significative

de la longueur, du poids frais et le poids sec de la plante en réponse à l'augmentation de la salinité (**Wilson et al., 2002**), de même des différences significatives de tolérance au sel existent entre cultivars. Pour la plupart d'entre eux, la production est plus élevée dans des conditions modérément salines que dans des conditions non salines, ce qui fait de la quinoa une halophyte facultative (**Bosque et al., 2003**).

II -2-8 Généralité sur la culture *in vitro*

La culture *in vitro* est par comparaison, une technique très récente puisqu'elle fut développée seulement au début de ce siècle (**Jay-Allemand et Capelli, 1997**). Elle signifie littéralement, « la reproduction artificielle des explantes sur un milieu nutritif, dans un tube de verre et en conditions d'asepsie (**Baziz, 2004**).

La culture *in vitro* est par ailleurs un outil très efficace au service de la recherche biologique et physiologique (**Haicour, 2002**). Nous pouvons retenir qu'il s'agit globalement d'une méthode de culture des plantes en conditions aseptiques, c'est à dire sans champignon et sans bactérie, utilisant des milieux de culture assez complexes (hormones, sucres, vitamines, acides aminés, sels minéraux) qui peuvent être liquides, gélifiés, voire même solides avec l'emploi de la vermiculite (**Jay-Allemand et al., 1992**).

Les méthodes de culture *in vitro* sont des plus en plus employées pour assurer la propagation clonale des génotypes élites afin de satisfaire les besoins en agriculture et horticulture. La culture *in vitro* est par un outil très efficace au service de la recherche biologique et physiologique (**Haicour, 2002**).

La réponse des plantes aux divers stress abiotiques est une caractéristique sous contrôle génétique complexe. Elle est déterminée en partie par les propriétés cellulaires. Il est de ce fait possible de sélectionner des souches cellulaires tolérantes et d'en tirer d'intéressantes variétés à intégrer au programme de sélection comme pool génétique (**Bajji et al., 2001**). Les biotechnologies végétales, en permettant de contrôler de manière précise les conditions du milieu et de cribler rapidement un grand nombre de cellules végétales dans un espace très réduit, représentent dans ce sens une approche privilégiée pour la mise en œuvre de tests de criblage applicables au niveau cellulaire (**Eleuch et al., 2008**).

Chapitre II

Matériel et Méthodes

Objectif

Notre travail de recherche vise à évaluer la tolérance de 2 variétés de *Chenopodium quinoa* (GIZA et Q102) au stade de germination *in vitro* et au stade jeunes plantules vis à vis du stress salin.

II-1 Matériels

II-1-1-Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans notre travail est constitué des graines de deux variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) (GIZA et Q102) qui ont été fournies par l'Institut Technique d'Agronomie Saharienne de Ouargla (ITDAS) et récoltées des pieds mères cultivés durant l'année 2016-2017.

Pour réaliser notre travail, nous avons adopté la méthodologie suivante

II-1-2 Expérience 01 : Essai de germination

II-1-2-1 Préparation des graines

Les graines de quinoa choisies doivent être saines, ont été sélectionnées selon leur taille et leur forme, elles sont ensuite été désinfectées par l'eau d'hypochlorite de sodium à 2 % pendant 5 min (Prado *et al.*, 2000) puis rincée plusieurs fois soigneusement avec de l'eau distillée pour éliminer toute trace de chlore. Ces dernières ont été séchées avec des compresses stériles.

II-1-2-2 Choix et préparation des concentrations

Pour réaliser l'essai de la germination nous avons effectués une recherche bibliographique sur la salinité des sols et des eaux d'irrigation de la région d'Ouargla afin de choisir les concentrations de NaCl qui se rapprochent à la réalité. A cet effet nous avons fixés ces concentrations (75, 150,300 et 450mM).

II-1-2-3 Préparation de milieu de culture

L'aspect le plus important de la culture *in vitro* est le choix d'un milieu de culture qui assure le bon développement des graines (Kadi, 2012). Le milieu de culture utilisé dans la présente expérience est le milieu KNOP semi-solide qu'est une solution nutritive,(Tableau2)

modifié par l'ajout de schacarose (20g/L) , Agar (7g/l) et différentes concentrations de NaCl . Notre milieu a été stérilisé dans l'autoclave à 120C°durant 20 minutes.

Tableau2:Composition chimique du milieu de culture KNOP.

Elément chimique	Nomenclature	Concentration (g/l)
Nitrate de calcium	(NO ₃) ₂ Ca	1
Nitrate de potassium	KNO ₃	0,25
Sulfate de magnésium	SO ₄ Mg	0,25
Dihydrogenophosphate monopotassique	PO ₄ H ₂ K	0,25
Sulfate ferrique	Fe S ₀₄	0,05
Schacarose	C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁	20
Agar-agar	(C ₁₂ H ₁₈ O ₉) _n	7

II-1-2-4 Conduite de l'essai

L'ensemencement est réalisé sur le milieu de culture KNOP(Photo1) coulé dans des boîtes de Pétri en plastique (90 mm de diamètre) sous hotte à flux laminaire dont les parois intérieures ont été préalablement désinfectées avec l'eau de javel à 12°. Les graines sont disposées à raison de vingt-cinq dans les boites pétri pour la variété Giza ainsi que la Q102,les boites pétri sont ensuite scellées avec du para film et placées à l'obscurité à température ambiante.



Photo 1- Mise des graines dans les boites de pétri (Kateb et Maamoun,2018)

Notre dispositif se répartit en deux blocs, chaque bloc contient 4 traitements et chaque traitement est répété 4 fois (Figure 6). L'expérience se déroule dans les conditions de laboratoire, le nombre de graines germées a été noté chaque 08 heures durant 07 jours.

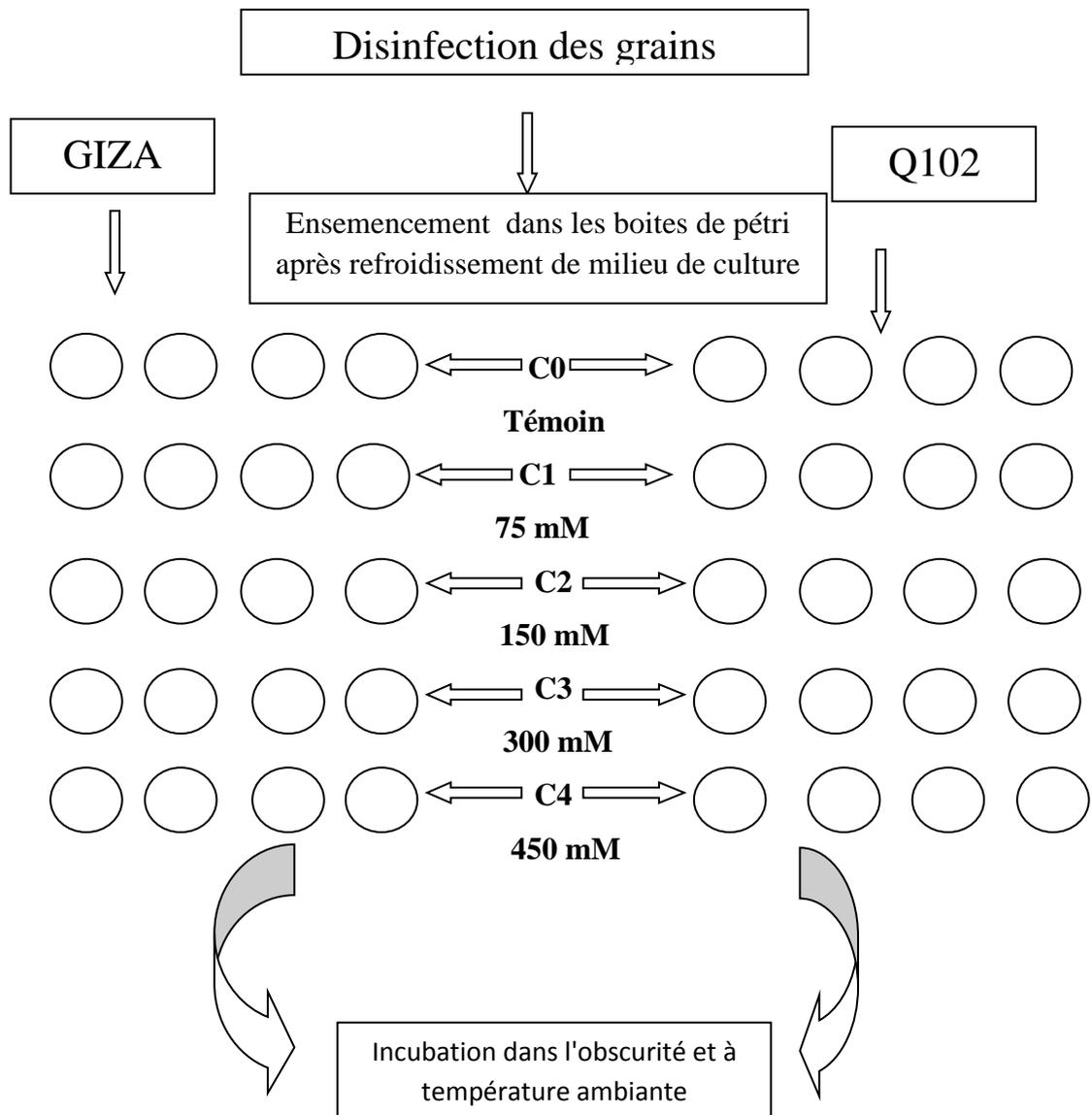


Figure 4: Dispositif expérimental de germination

II-1-2-5 Paramètres physiologiques étudiés

Au bout d'une semaine les mesures suivantes ont été réalisées sur les graines germées :

- Cinétique de germination.
- Taux de germination final.

- Indice de stress de germination.

II-1-2-5 -1 Cinétique de la germination

Elle est exprimée par le nombre de graines germées à chaque 8 heures jusqu'à 168 heures après le début de l'expérience. C'est un paramètre qui permet de mieux appréhender la signification écologique du comportement germinatif des variétés étudiées ainsi que l'ensemble des événements qui commencent par l'étape d'absorption de l'eau par la graine et se terminent par l'élongation de l'axe embryonnaire et l'émergence de la radicule (Benidire et al., 2014).

II-1-2-5 -2 Taux de germination finale (TGF)

Ce paramètre constitue le meilleur moyen d'identification de la concentration saline qui présente la limite physiologique de germination des graines. Il est exprimé au(%) par le rapport nombre de graines germées sur nombre total de graines (Côme, 1970).

$$\text{TGF} = (n/N) \times 100$$

n= Nombre de graines germées

N= Nombre total de graines mises en germination

II-1-2-5-3 Indice de stress de germination

L'indice de stress de germination est un indice potentiellement bénéfique pour la sélection des génotypes résistants à la salinité (Aflaki et al., 2017). Il est calculé par la formule suivante :

$$\text{ISG} = [\text{PI, sous condition de stress} / \text{PI, sous non condition de stress}]$$

$$\text{PI} = \text{nd}_2 (1) + \text{nd}_3 (0, 9) + \text{nd}_4 (0, 8) + \text{nd}_5 (0, 7) + \text{nd}_6 (0, 4) + \text{nd}_7 (0, 3)$$

Dans cette formule, nd2 jusqu'à nd7 sont des graines germées de premier jour au septième jour (Bousslama et Schapaugh, 1984).

II-1-3 Expérience 02 : Essai de croissance dans le milieu KNOP

La deuxième expérience est réalisée sur milieu artificiel dans une chambre de culture, sous conditions contrôlées afin d'étudier la croissance des plantules du quinoa des deux variétés GIZA et Q102.

II-1-3-1 Conduite de l'essai sous stress salin

Les graines sont mises dans des bocaux remplis de milieu de culture KNOP cité précédemment par le biais de quatre traitements de NaCl 75Mm, 150Mm, 300mM ainsi que 450mM à raison de quatre répétitions pour chaque variétés, les bocaux sont hermétiquement fermés avec des bouchons stériles et couverts par un para film, à une température de 25°C, dans le phytotron contrôlé par rapport à une photopériode de 8h d'éclairement et 16h d'obscurité cycle de 24 h.

Cette seconde expérience n'a pas été achevée vu le problème rencontré lors de la culture à savoir une contamination fongiques du milieu. Nous avons refait l'essai une fois et le problème persiste, pour cela on a procédé pour la suivie de la culture dans des pots qui a fait l'objet de la 3^{ème} expérience.

II-1-4 Expérience 03 : Essai dans les pots

II-1-4-1 Dispositif expérimental

II-1-4-2- Préparation des pots

Des pots en plastiques de 9.5 cm de diamètre et de 9 cm de hauteur sont remplis par une quantité de 200 g de terreau. Cette valeur de poids est retenue pour déterminer la capacité de rétention de ce substrat. Cette caractéristique hydrique est nécessaire car elle permet le calcul des quantités d'eau courante apporter lors des arrosages.

II-1-4-2-3 Semis des graines

Les graines sont ensuite semées soigneusement dans des pots pour la production de plantules à titre de 2 à 3 semences, puis arrosées avec une quantité de 25ml d'eau du robinet chaque 2 jours durant 40 jours.

Les pots sont répartis en 4 lots qui correspondent aux traitements appliqués. Chaque traitement est répété 6 fois.

II-1-4-4 Préparation de la solution saline

Il s'agit des mêmes concentrations déjà utilisées pour la germination, les différentes concentrations utilisées ont préparées on ajoutant du NaCl à l'eau du robinet pour atteindre les concentrations indiquées dans le (tableau 3).

Tableau:3 Concentrations étudiées des solutions salines

Traitement	Concentration (mMol/l)	CE (dS/m)
eau de robinet (témoin)	40	4
eau de robinet +6,43g de NaCl	150	15
eau de robinet +15,21g de NaCl	300	30
eau de robinet +23,98g de NaCl	450	45

II-1-4-4-1 Application du stress salin

40 jours après le semis, nous avons appliqué le stress salin aux plantules. Il se répartit en quatre traitements de 6 répétitions. Les plantules traitées sont arrosées un jour sur deux aux différentes solutions salines.

II-1-4-4-2 Prélèvement de matériel végétal

Après 7 jours d'application du stress salin nous avons procédé au prélèvement des plantules en séparant soigneusement des différents organes tiges, feuilles sont enveloppées dans du papier aluminium, pesées, puis numérotées afin d'effectuer des mesures biométrique et des dosages biochimiques.

II-1-4-5 Paramètres morphologiques

Les pots sont soigneusement vidés de leur contenu, les plantules sont dégagées des particules de substrats à l'aide d'un jet d'eau, puis séchées de l'excès d'eau avec un papier absorbant. Nous avons procédé ensuite au mesure des tiges et des racines effectué avec une règle graduée (cm) en partant du collet pour les racines et en descendant vers le collet pour les tiges.

II-1-4-6 Paramètres physiologiques

➤ Teneur en eau(T.E.)

La teneur en eau est calculée par différence entre le poids de matière fraîche (PF) de l'échantillon et son poids de matière sèche (PS), après passage à l'étuve pendant 48 heures à 80°C. Les échantillons sont pesés, à des intervalles de temps réguliers, jusqu'à obtention d'un poids constant.

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

➤ Teneur relative en eau(T.R.E.)

La mesure de la teneur en eau relative, permet de connaître le niveau de saturation en eau ou de turgescence de la plante. Elle est déterminée selon la méthode décrite par (Barrs et Weatherley, 1962), puis par (Scippa et al., 2004). Le limbe foliaire est coupé à sa base puis immédiatement pesé pour déterminer son poids frais (P.F). L'extrémité est ensuite placée dans un tube à essai contenant de l'eau distillée puis maintenu à l'obscurité à 4°C pendant 12 heures. Les feuilles sont récupérées et essuyées délicatement avec un papier buvard et sont à nouveau pesées, c'est le poids en pleine turgescence (Ppt). Les échantillons sont ensuite mis dans une étuve pendant 48 heures à 80°C pour obtenir le poids sec (PS). La teneur relative en eau (T.R.E) est calculée selon la relation de (Clark et Mac-Caig, 1982).

$$\text{TRE (\%)} = \frac{(\text{PF} - \text{PS})}{(\text{Ppt} - \text{PS})} \times 100$$

II-1-4-7 Paramètres biochimiques

➤ Dosage de la Proline

L'accumulation de la proline dans le système racinaire et foliaire est parmi les plus remarquables manifestations du stress salin et hydrique. Cette accumulation serait le signe d'une perturbation du métabolisme ou /et d'un processus de stockage de l'azote nécessaire à la survie de la cellule (Hanson et al., 1977). En outre, la proline pourrait contribuer à l'ajustement du potentiel osmotique interne de la plante selon (Voetberg et Sharp, 1991). L'augmentation de la proline est souvent corrélée avec la capacité des plantes à survivre en condition de stress.

Le dosage de la proline est réalisé selon la méthode de (**MONNEUVEUX et NEMMAR, 1986**). Le principe de la méthode consiste à prendre 100mg de matière fraîche (feuilles et tiges) ; les Couper en petit morceaux puis l'introduire dans un tube à essai ; ajoute ensuite 3ml de méthanol à 80% et chauffer le mélange au bain Marie à la température de 85°C pendant 1 heure.

On procède ensuite au refroidissement : on prélève 1 ml de la solution, auquel on ajoute 1ml d'acide acétique et 1ml d'un mélange contenant : (120 ml d'eau distillée ; 300 ml d'acide acétique, 80ml d'acide ortho phosphorique); on ajoute enfin 25mg de ninhydrine.

La solution est porté à ébullition pendant 30 min jusqu'à la coloration au rouge ; on refroidit la solution puis on ajoute 5 ml de toluène est on procède à l'agitation du mélange ; deux phase se séparent : Phase supérieure contenant la proline et une phase inférieure dépourvue de proline.

On aspire la phase supérieure et on procède à sa déshydratation grâce à l'introduction du Na₂SO₄. On dose ensuite les échantillons (JNEWY 6300) à la longueur d'onde de 528 nm.

La courbe d'étalonnage est obtenue grâce à un mélange (acide acétique, eau distillée, acide ortho phosphorique et ninhydrine), l'équation permettant l'obtention de la courbe d'étalonnage

➤ **Dosage des Sucres solubles totaux**

Le stress salin induit chez plusieurs espèces de plantes des modifications dans les teneurs relatives des hydrates de carbone avec une accumulation plus ou moins importante des sucres solubles totaux (saccharose, glucose et fructose). Ces derniers semblent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique (**Rhodes, 1987**).

Les sucres solubles totaux (saccharose, glucose, fructose, leurs dérivés méthyles et les polysaccharides) sont dosés par la méthode au phénol de (**Dubois et al., 1956**).

Elle consiste à prendre 100 mg de matière fraîche (feuilles et tiges), placés dans des tubes à essai, on ajoute 3ml d'éthanol à 80% pour l'extraction des sucres. On laisse à

température ambiante pendant 48 heures. Au moment du dosage, les tubes sont placés dans une étuve à 80° C 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 introduit 1 ml de la solution à doser auquel on ajoute 1 ml de solution de phénol à 5% (le phénol est dilué dans de l'eau distillée). 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.

➤ Dosage de la chlorophylle

La salinité réduit le contenu chlorophyllien, cette réduction est dépendante de l'intensité du stress et du degré de tolérance de la plante (**Zhao et al., 2007**). Selon (**Velegaleti et al., 1990**), la réduction de la chlorophylle est corrélée avec l'accumulation du Cl⁻ dans les tissus.

Les teneurs en chlorophylle a, b et totale (mg/g PF) ont été déterminées selon la méthode légèrement modifiée de la méthode de (**Torretilas et al., 1984**). Des feuilles d'environ 200 mg de poids frais sont pesées et mises dans 5 ml d'acétone concentrée (80%). Après un séjour de 72 heures à l'obscurité à une température de 4°C, la densité optique de l'extrait est mesurée à 665 nm et à 649 nm. Les teneurs en chlorophylle a, b et totale sont ensuite calculées selon les formules suivantes :

Le calcul de la qualité de la chlorophylle est obtenu par la formule suivante :

- Chlorophylle a (mg/g PF) = 11,63 * (DO665) – 2,39 * (DO649)
- Chlorophylle b (mg/g PF) = 20,11 * (DO649) – 5,18 * (DO665)
- Chlorophylle totale (mg/g PF) = 6,45 * (DO665) + 17,72 * (DO649)

II-1-4-8 Analyse statistique

Les résultats obtenus vont être traités et analysés à l'aide d'un logiciel adopté de Microsoft office Excel (ANOVA) afin de déterminer la signification des différents traitements salins et leurs effets sur les paramètres que nous avons étudiées, la différence minimale significative a déterminé en utilisant le test LSD avec niveau significatif de 0,05.

Chapitre III

Résultats et

discussion

I- Résultats

➤ Essai de germination

I-1 Cinétique de germination

Pour mieux appréhender la signification physiologique du comportement germinatif des variétés étudiées, le nombre de graines germées ont été compté quotidiennement jusqu'au 7ème jour de l'expérience

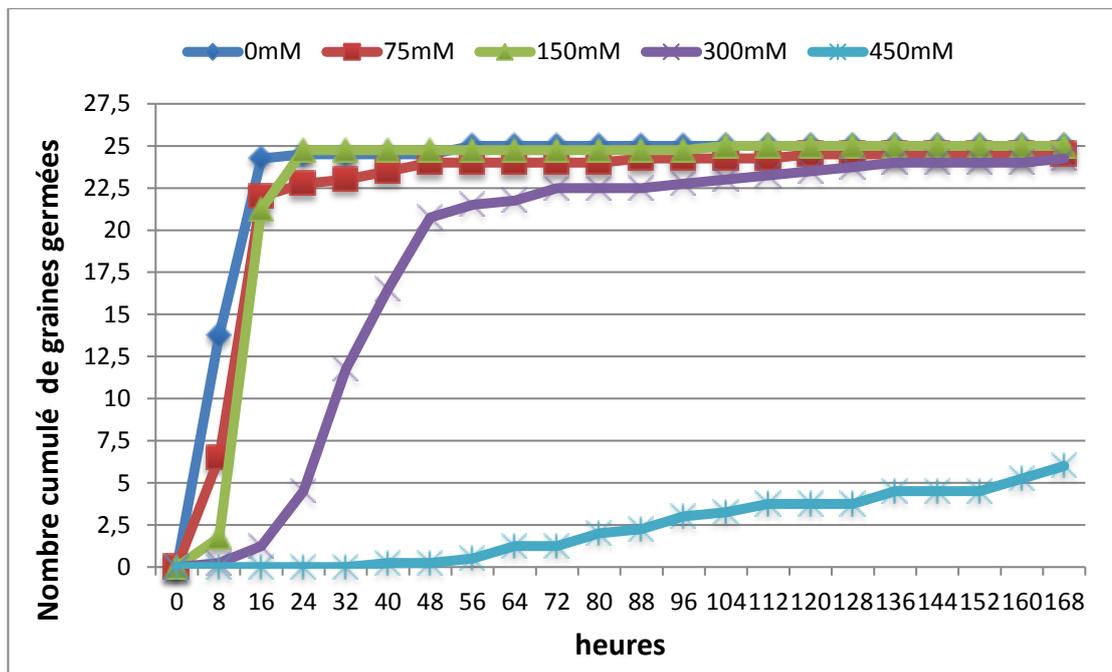


Figure 5: Cinétique de la germination de quinoa (variété GIZA) sous l'effet des différentes concentrations de chlorure de sodium.

La figure 6 présente l'évolution de la germination de la variété GIZA en fonction du temps pour l'ensemble des traitements, la cinétique de la germination était identique pour les concentrations 75,150 et 300 mM, la germination a été déclenchée dans les premières huit heures comparativement au témoin. Par contre, pour la concentration 450mM, la germination a été retardée (après les 32 heures). L'analyse de la variance a montré qu'il y a une différence très hautement significative entre les différents traitements ($P \leq 0.05$), (tableau 6, annexe 3) ainsi que statistiquement la moyenne des graines germées a été maximale sous l'effet des traitements (0, 75,150, et 300mM) en revanche, une diminution de moyenne a été observé à 450mM.

Pour la variété Q102, les résultats obtenus sont enregistrés dans la figure 7. Il ressort que la germination était tardive sous tous les traitements comparativement au témoin dont les graines ont commencées à germer dès les premières heures. L'analyse de la variance a montré qu'il y a une différence très hautement significative entre les différents traitements ($P < 0.05$), (tableau 7, annexe 3) de plus le maximum de germination est enregistré avec les concentrations 75, 150, 300 mM ainsi que le témoin. Par contre, la forte concentration de NaCl, montre une baisse de la germination.

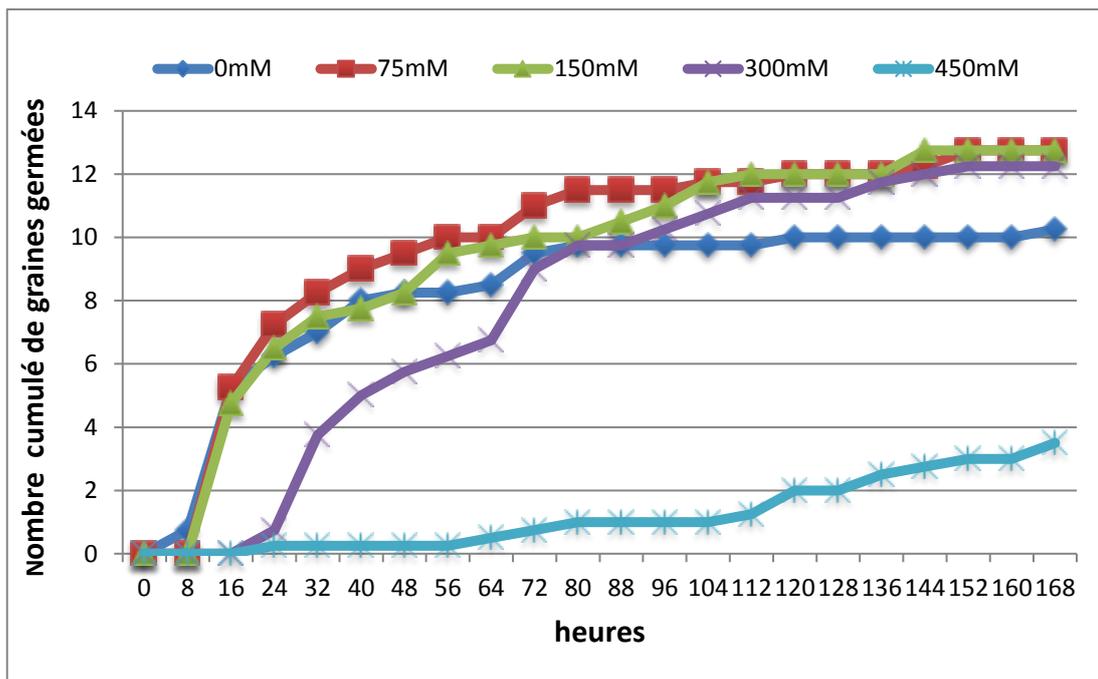


Figure 6: Cinétique de la germination de quinoa (variété Q102) sous l'effet des différentes concentrations de chlorure de sodium.

I-2 Taux de germination final

Bien qu'il ne reflète pas intégralement le comportement des plantes dans leurs conditions naturelles, le taux de germination, en conditions de stress salin, donne toujours une idée plus ou moins précise du comportement des variétés étudiées.

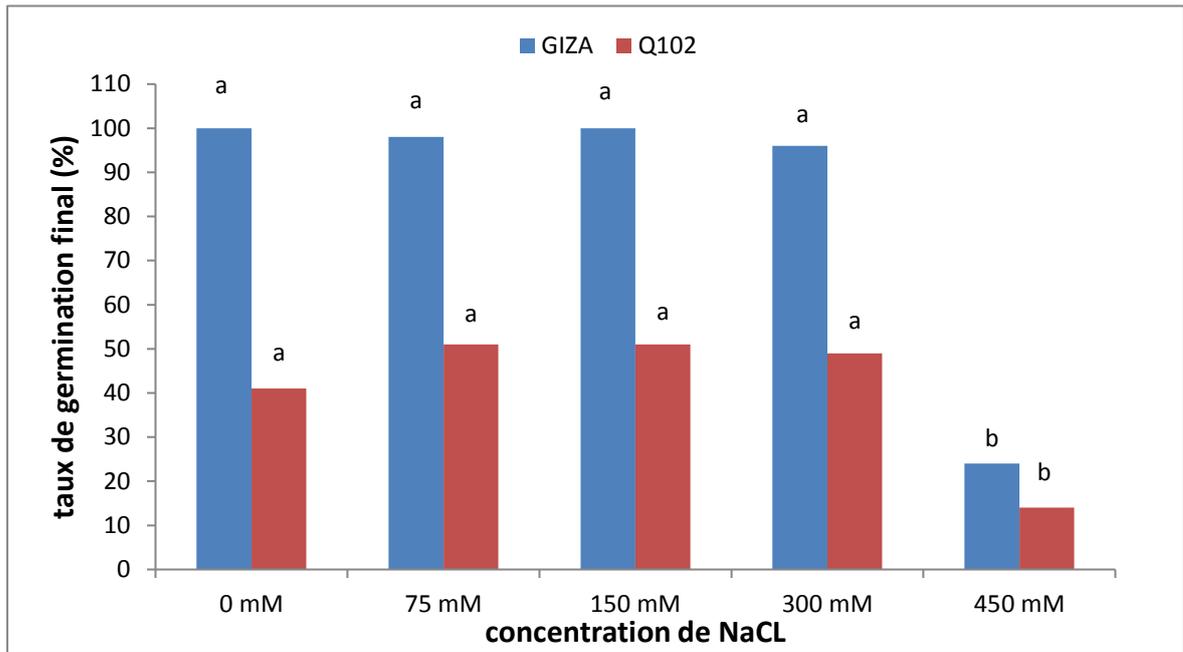


Figure 7 : Variation du taux de germination final des graines des deux variétés en fonction de différentes concentrations de NaCl.

La figure 8 illustre les résultats comparatifs de taux de germination final des variétés GIZA et Q102 sous différents niveaux de sel, la lecture des histogrammes montre que le taux de germination finale quelle que soit la variété est important pour les concentrations 75mM, 150 mM et 300 mM comparativement au témoin (0mM), à l'exception de la concentration 450 mM où le taux de germination s'est inhibé d'une façon remarquable pour les deux variétés GIZA et Q102 (76%), (86%) respectivement.

L'analyse de la variance a montré qu'il y a une différence très hautement significative entre les différents traitements ($p \leq 0.05$), (tableau 4 et 5, annexe 3), ainsi que l'interaction salinité-variété montre un effet non significatif des concentrations 75,150 et 300mM par rapport au témoin où ces derniers traitements ont un seul groupe homogène, cependant le dernier traitement (450Mm) statistiquement prouve un effet inhibiteur significatif. Ce qui indique que la variété GIZA et Q102 répondent de la même manière en présence de sel.

I.3 Indice de stress de germination

La figure 9 démontre, les valeurs d'indice de stress de germination les plus élevées quelle que soit la variété ont été observées en 75,150, et 300 mM à l'exception de 450mM qui traduit une diminution de (GSI) considérablement. En plus il est noté que l'indice de stress de

germination enregistré chez la variété Q102 était supérieur à 100% et au même temps supérieur à celui montré par GIZA, ce qui indique que le sel améliore et stimule la germination des graines de la variété Q102.

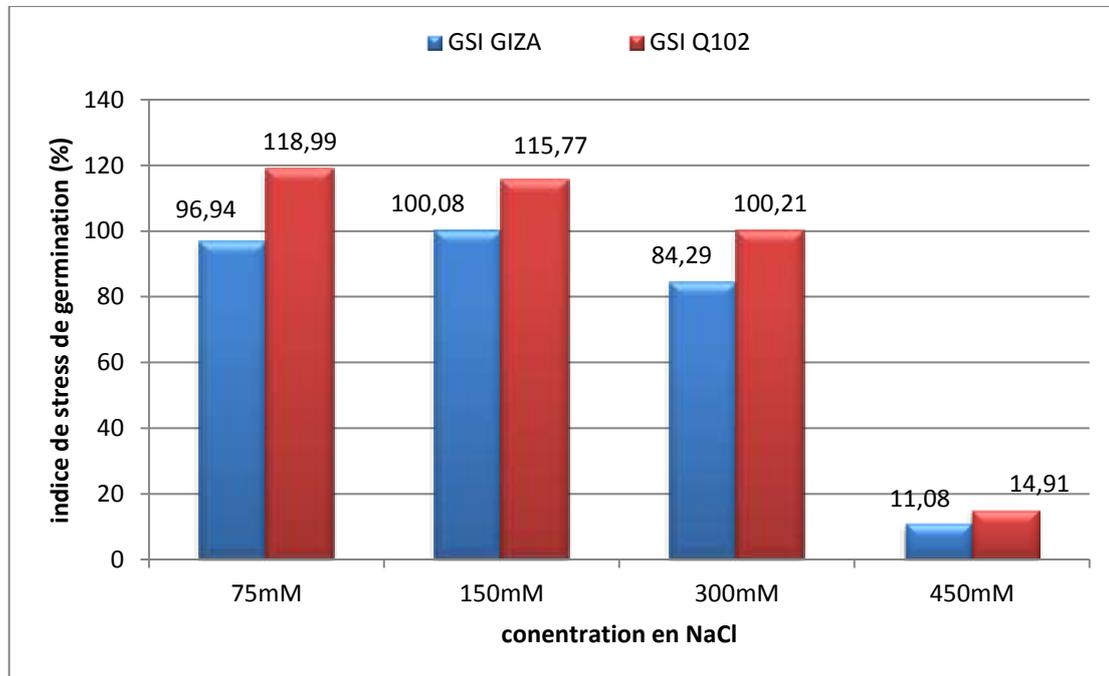


Figure 8: comparaison d'indice de stress de germination des deux variétés en fonction de différentes concentrations en NaCl.

II. Discussion

La première partie de l'expérimentation qui traite la réponse germinative des deux variétés de quinoa GIZA et Q102 aux différents traitements salins : 75, 150, 300 et 450mM de NaCl, à travers les paramètres physiologiques : la cinétique de germination et le taux de germination final (TGF). Nous avons également calculé l'indice de stress de germination.

Concernant la cinétique de germination et d'après nos données, le chlorure de sodium affecte l'initiation de la germination particulièrement sous la forte concentration 450mM et cela pour les deux variétés. Par ailleurs, (González et Prado, 1992) ont trouvé que les pourcentages de germination des graines traitées au sel ne diffèrent pas significativement entre 0 et 200 mM de NaCl bien que, le temps de germination est retardé avec l'augmentation de niveau de salinité sous 300-500 mM. D'autre part, (Rjeibi et al., 2015), ont montré que le

traitement avec 400 mM de NaCl affecte la germination des graines de quinoa qui n'ont commencées à germer que 3 jours après le semis.

Selon, (**Mrani Alaoui et al., 2013**) le retard de la germination des graines associées avec l'augmentation de la concentration saline est expliqué par le temps nécessaire à la graine de mettre en place des mécanismes qui lui permettent d'ajuster sa pression osmotique interne.

Les effets de la salinité (chlorure de sodium) sur la germination des graines des deux variétés se manifestent neutre statistiquement pour tous les traitements (75,150 et 300mM) comparativement au témoin, à l'exception du dernier traitement(450mM) qui se traduit par un effet inhibiteur significatif. En effet, le (TGF) enregistré en absence de sel est de 100% et 41% respectivement chez les deux variétés GIZA et Q102 , alors que la concentration la plus élevée (450 mM) a induit une baisse importante de la germination. Le pourcentage de réduction est de 76% et 86% respectivement pour la variété GIZA et Q102. Nos résultats sont en accord avec ceux de (**Ruiz-Carrasco et al., 2011**)qui ont étudié l'effet des différentes concentrations de sel (0,150,300 mM de NaCl) sur la germination de génotype chilien de quinoa, ils ont également indiqué une diminution significative de taux de germination sous forte concentration (300 mM). De même, (**Delatorre-Herrera et Pinto, 2009 ;Hariadi et al., 2011**) ont observé un effet inhibiteur significatif de la germination des graines de quinoa sous (400 mM de NaCl).

Ces réductions peuvent être dues à la création d'un potentiel osmotique externe qui empêche l'absorption d'eau par les graines et/ou à des effets toxiques des ions sodium et chlorure accumulés dans l'embryon au moment de la germination. En fait, le stress salin affecte le métabolisme de l'embryon des graines et induit des perturbations dans les processus impliqués dans la mobilisation des réserves de l'endosperme (**Khajeh-hossini et Powell, 2003**).

Les deux variétés GIZA et Q102 semblent être tolérantes au stress salin où elles ont germées même sous la dernière concentration(450mM) mais avec un faible taux germinatif. Selon (**Adolf et al., 2013**), le quinoa prouve en général une grande capacité de résister à la salinité pendant la germination, en effet, la haute tolérance de quinoa au stress salin durant la germination a été discuté pour être le résultat d'un gradient significatif de la distribution d'ions éventuellement toxiques (Na^+ et Cl^-) et essentiels des ions tels que K^+ , Mg^{2+} , Ca^{2+} , PO_4 et SO_4 , à travers le péricarpe de la graine.

En ce qui concerne l'indice de stress de germination, l'action de stress salin n'a aucun effet négatif sur le comportement germinatif des deux variétés GIZA et Q102 au contraire ces dernières expriment une tolérance vis à vis de la salinité pour l'ensemble des traitements (75,150 et 300mM), mis à part, le dernier traitement (450mM) où les graines de GIZA et Q102 semblent être sensibles à l'effet de sel. De même, d'après (**Ibne Hoque et al.,2014**), l'indice de tolérance au sel a été diminué pour le génotype CZ-7 chez le maïs sous la concentration la plus élevée (200 mM de NaCl).

Résultats II : Essai en pots

La deuxième partie de l'expérimentation traite la réponse morpho-biochimique de la variété GIZA vis-à-vis la salinité à travers les paramètres suivants : hauteur des tiges et des racines, teneur relative en eau (TRE), teneur en eau (TE), teneur en proline et en sucres solubles totaux et teneurs en chlorophylle (a, b et totale (ab)) sous les traitements salins 150,300 et 450mM de NaCl comparé au témoin (eau de robinet).

II.1.Effet de la salinité sur les paramètres morphologiques

II.1.1 Effet de salinité sur la longueur de la tige principale

Les résultats rapportés par la figure **10** représente la variation des longueurs des tiges en fonction de différentes concentrations salines il ressort que la longueur des tiges augmente légèrement mais d'une façon non significative sous le traitement salin d'ordre 450mM(12,9 cm). Par contre sous les autres traitements, la longueur enregistrée de l'ordre de 11,5cm ne montre pas une grande variation comparativement au témoin(11,76cm).

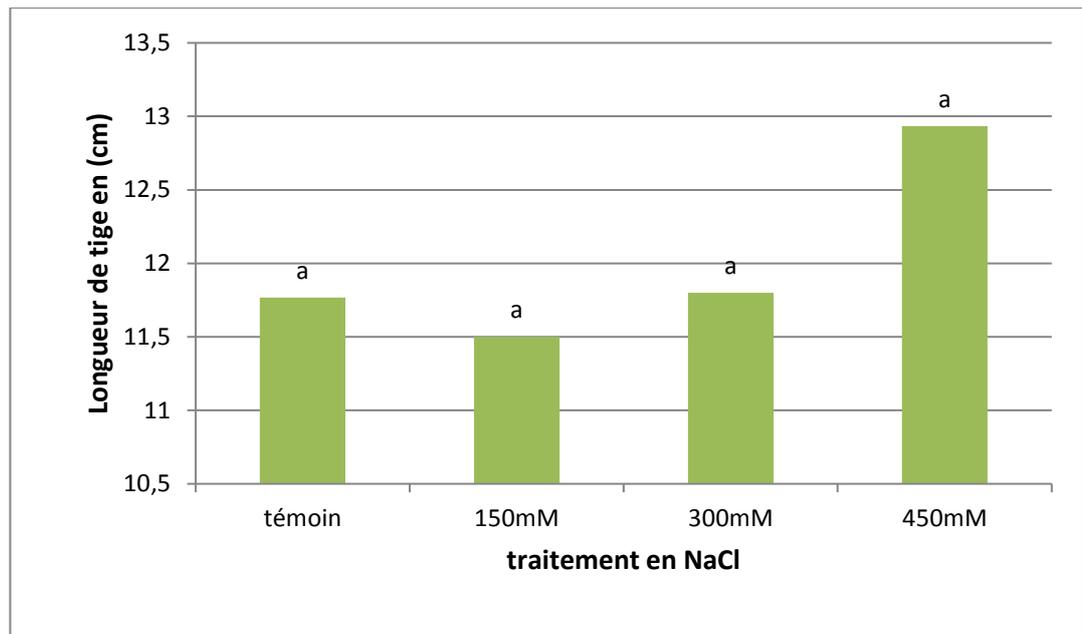


Figure 9-Variation de la longueur des tiges de quinoa âgée de 40 jours sous différents traitements de NaCl.

L'analyse de la variance (tableau (13), annexe(3)), montre qu'il y a une différence non significative ($P \leq 0,05$) entre les traitements sur la longueur des tiges, en plus le test LSD classe les différents traitements salins en même groupe homogène. (tableau (22), annexe (4))

- **Effet de salinité sur la longueur de la racine principale**

La figure 10 montre une variation de longueur des racines en fonction de différentes concentrations salines. Bien que les résultats obtenus montrent une baisse au niveau de l'ensemble des traitements, ces derniers n'ont aucun effet sur la longueur des racines comparativement au témoin.

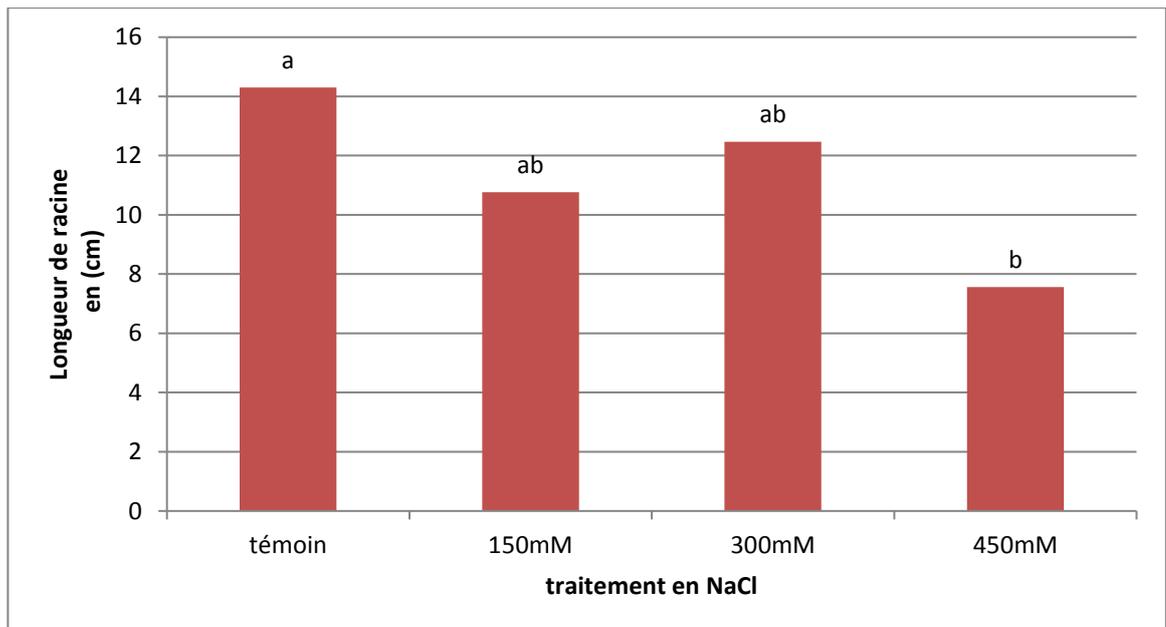


Figure 10- Variation de longueur des racines de quinoa âgée de 40 jours sous différents traitements en NaCl.

L'analyse de la variance (tableau(14),annexe(3)) montre qu'il y a une différence non significative ($P \leq 0,05$) entre les traitements de longueur des racines, mais le test LSD(tableau(23),annexe(4)), indique qu'il y a une différence significative entre le témoin et le dernier traitement(450mM), qui sont classés dans deux classes différentes a et b respectivement, ce qui traduit une baisse minimale de longueur de la racine principale sous la dernière concentration par rapport au témoin.

II. 2 Effet de salinité sur Les paramètres hydriques de Giza

- **Effet de salinité sur la teneur en eau**

La figure 12 indique les changements de la teneur en eau des feuilles de GIZA âgées de 40 jours en fonction de différents traitements salins, la lecture des résultats ne révèle aucun effet sur la teneur en eau en augmentant la concentration en NaCl.

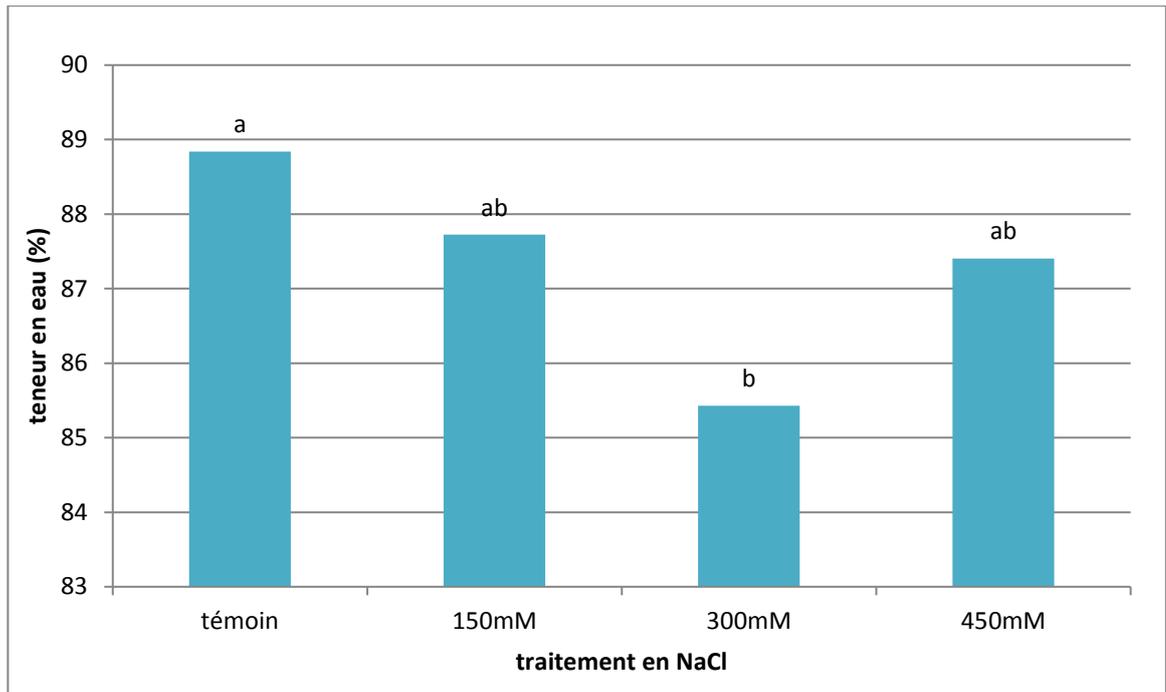


Figure 11- variation de teneur en eau des feuilles de quinoa âgée de 40 jours traitée en NaCl.

L'analyse de la variance (tableau (9), annexe(3)), montre qu'il y a une différence non significative ($P \leq 0,05$) entre les traitements pour la teneur en eau des feuilles, ainsi que le test LSD (tableau (18), annexe (4)), démontre qu'il y a une différence significative entre le témoin et la concentration d'ordre 300mM, qui sont classés dans différents groupes a et b respectivement, ce qui indique une baisse minimale de la teneur en eau des feuilles sous le traitement de 300Mm par rapport au témoin.

- **Effet de salinité sur la teneur relative en eau**

La figure 13 montre les résultats de teneur relative en eau TRE (%) des feuilles de GIZA sous différentes concentrations salines, à travers la lecture de l'histogramme, il apparaît une augmentation de teneur relative en eau induit en fonction de l'augmentation de la concentration saline, nous avons enregistré le pourcentage le plus bas de TRE (76.63%) chez le témoin par contre le pourcentage de TRE le plus élevé a été enregistré en dernier traitement de NaCl (96.32%).

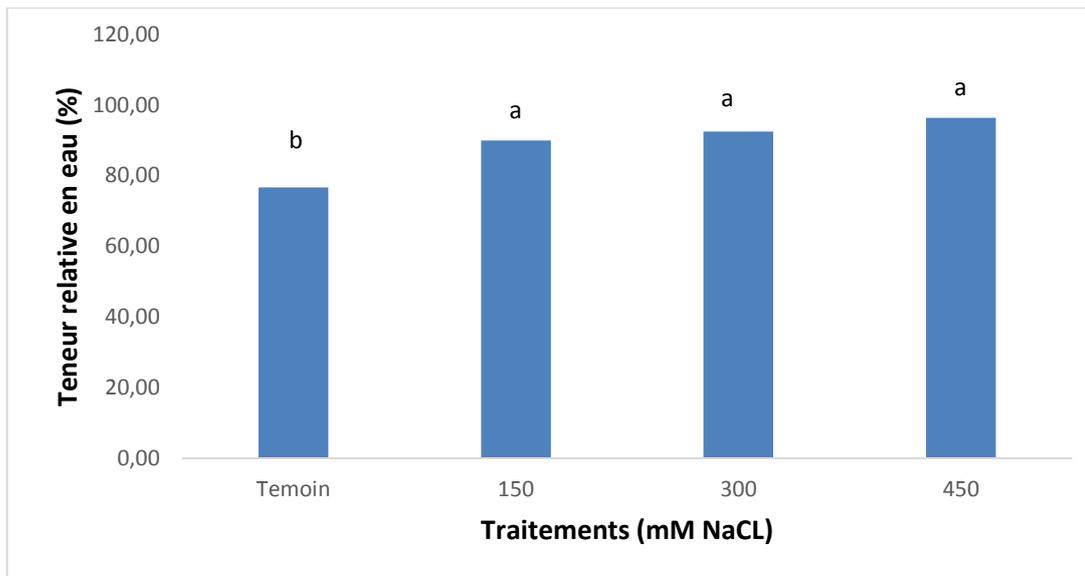


Figure 12-Teneur relative en eau (TRE) des feuilles de quinoa âgées de 40 jours traitées au NaCl.

L'analyse de la variance (tableau(8),annexe(3)),montre qu'il y a une différence hautement significative ($P \leq 0,05$) entre les traitements sur la teneur relative en eau, en plus le test LSD (tableau(17),annexe(4)),démontre qu'il y a une différence significative entre le témoin et les autres traitements salins, qui sont classés en différents groupes, a pour l'ensemble des traitements et b pour le témoin.

II.3. Effet de salinité sur les paramètres biochimiques de GIZA

- **Effet de salinité sur la teneur en proline des feuilles**

La figure 14 indique la teneur en proline des feuilles de GIZA sous différents traitements salins. L'allure générale des résultats d'histogramme ne montre aucun effet sur ce paramètre, à l'exception de dernier traitement (450mM) ou on a remarqué une accumulation légère de la proline.

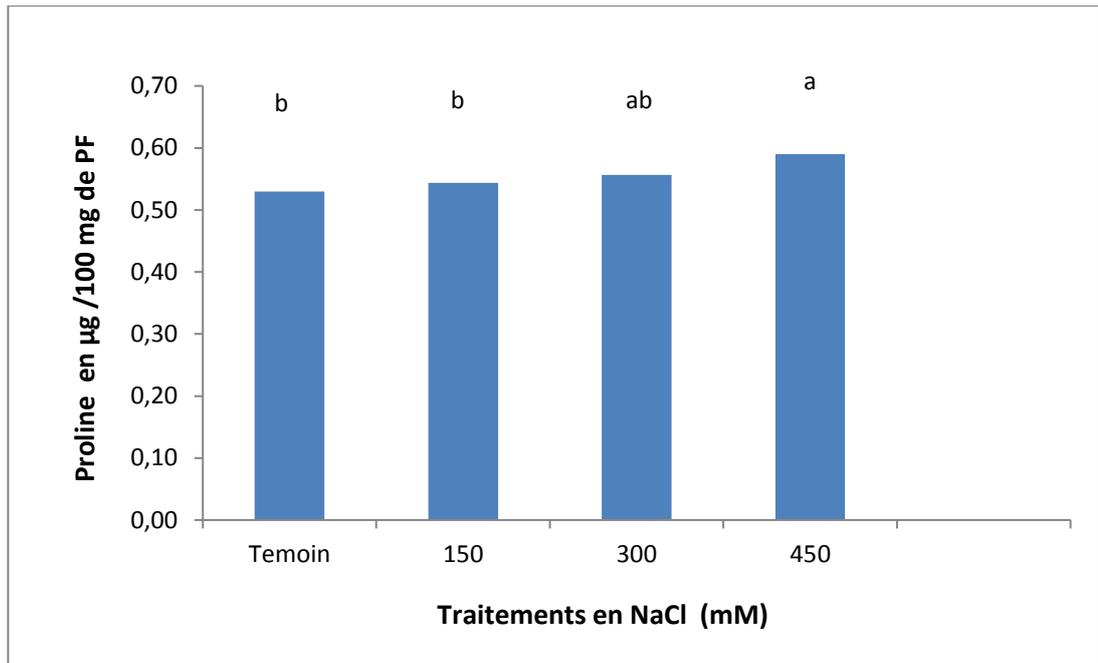


Figure 13-Variation de la teneur en proline des feuilles de quinoa âgées de 40 jours traitées au NaCl.

L'analyse de la variance (tableau (10), annexe(3)) montre qu'il y a pas une différence non significative ($P \leq 0,05$) entre les traitements pour la teneur en proline mais le teste LSD (tableau (19),annexe (4))démontre qu'il ya une différence significative entre les traitements les plus faibles (témoin et 150mM) et le traitement le plus élevé (450mM) qui sont classés dans deux classes différentes a et b, ce qui signifie qu'il existe une accumulation légère de proline .

- **Effet de salinité sur la teneur en sucres totaux des feuilles**

La figure 15 montre les résultats de teneur en sucres totaux solubles des feuilles de Giza traitées de différentes concentrations salines ,il semble clairement une augmentation de teneur en sucres induite par l'augmentation de NaCl, en passant d'une valeur inférieure de 1,128 µg/100mg de matière fraîche au témoin vers une valeur 1,225 µg/100mg de matière fraîche de la dernière concentration (450mM),cette concentration en sucre est inférieure de celles enregistrées en 150 et 300 mM maie elle reste supérieure à la valeur enregistré chez le témoin.

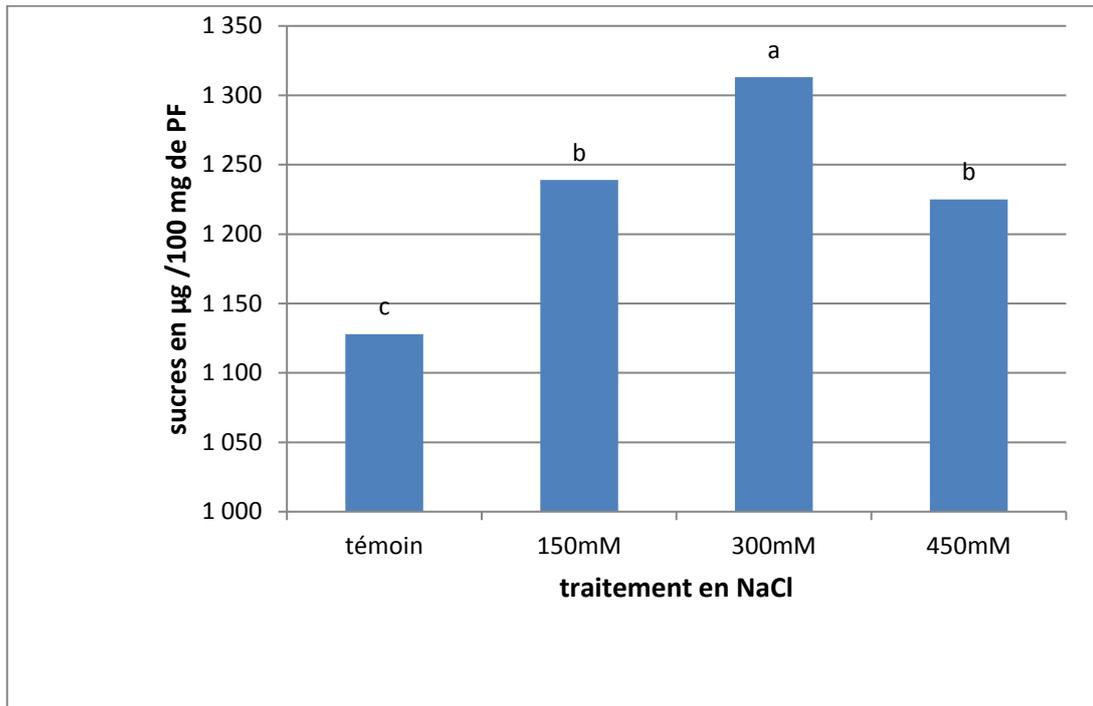


Figure 14- Variation de la teneur en sucres totaux des feuilles de quinoa âgées de 40 jours traitées au NaCl.

L'analyse de la variance (tableau(11), annexe(3)), montre qu'il y a une différence très hautement significative ($P \leq 0,05$) entre les traitements sur la teneur en sucres solubles totaux, le test LSD(tableau(20),annexe(4)), présente trois groupes de classement le a correspond au traitement 300mM, le b pour le traitement 150Mm et 450mM, de plus le témoin est classé en c.

- **Effet de salinité sur la teneur en chlorophylle a,b et ab des feuilles**

La figure 16 représente les résultats de teneur en chlorophylle **a, b et ab** des feuilles de GIZA sous différentes concentrations de NaCl, l'allure général des résultats démontre qu'il y a une variation de teneur des différents types de chlorophylle(**a,b et ab**), mais elle reste non significative.

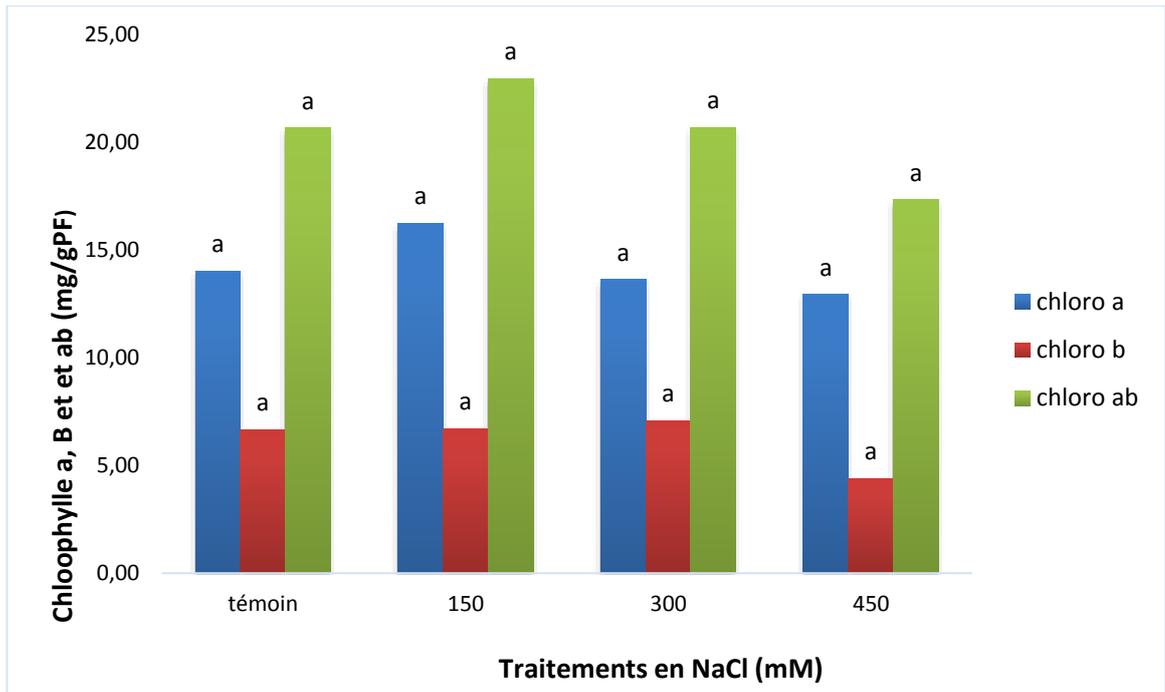


Figure 15- variation de teneur en chlorophylle a,b et total(ab) des feuilles de quinoa âgées de 40 jours traitées au NaCl.

L'analyse de la variance (tableau(12), annexe (4)), montre qu'il n'y a pas une différence significative ($P \leq 0,05$) entre les traitements sur la teneur en chlorophylle (a, b et ab), également le test LSD ne révèle aucune différence significative entre les différents types de chlorophylle **a,b** et **ab**, dont les trois types de chlorophylle ont été classés en seul groupe homogène a, sous les différents traitements salins tableau ((21), annexe (5)).

Discussion

Sur le plan morphologique, l'effet du sel exprime une influence variée sur la longueur des tiges et des racines, en effet une augmentation non significative de la partie aérienne a été enregistrée contre une diminution non significative de la partie souterraine en fonction des traitements salins.

L'effet de la salinité sur la longueur des tiges enregistrée était non significatif, ce qui ne collabore pas avec les travaux de (Rjeibi et al., 2015) qui ont, au contraire montrés un effet dépressif du sel sur les organes aériennes du quinoa lorsqu'elles sont stressées durant trois semaines à la salinité croissante (0, 100, 250,400 mM de NaCl). Selon, (Haridia et al., 2011),

la bonne croissance de la partie aérienne des plantes, suggère l'existence d'un système très efficace pour assurer leurs ajustement osmotique en présence de sel. L'augmentation modérée de la partie aérienne observé chez la variété GIZA est probablement discutée par la courte durée de l'application de stress, ou bien c'est probablement due à une adaptation de survie des jeunes Plantules.

Par contre, la réduction de la croissance au niveau racinaire en condition de stress selon (Zhu, 2004), est due à une adaptation nécessaire à la survie, résultante d'une accumulation de l'énergie et des ressources pour combattre le stress.

La teneur relative en eau (TRE) des feuilles est un bon indicateur de l'état hydrique et de la tolérance au stress (Djerroudi, 2017). Une augmentation de la (TRE) a été enregistrée suivant l'augmentation de la concentration saline, dont le pourcentage significativement minimal a été enregistré en absence de sel (76.63%), par rapport à celui enregistré à 450mM (96.32%). Des résultats identiques ont été rapportés par (Cheikh M'hamed et al., 2009), qui ont démontrés une augmentation de la teneur relative en eau chez les variétés d'orge traitées respectivement avec 3 et 6 g/l NaCl comparativement au témoin, montrant une certaine tolérance à la salinité en gardant un état hydrique foliaire favorable pour un développement normal, ce qui indique que notre variété de quinoa agit contre la forte salinité en augmentant la turgescence cellulaire.

Concernant la teneur en eau, nos résultats révèlent que les feuilles de la variété GIZA démontrent une diminution non significative de ce paramètre pour l'ensemble des traitements salins. Chez l'*Atriplex canescens* (Purch) Nutt, une diminution de teneur en eau foliaire (76,00, 73,90%) d'ordre stress salin 300 et 600 mM par rapport au témoin (80,41%) est démontrée par (Djerroudi., 2017).

Les plantes ajustent la forte salinité du sol en accumulant de nombreuses molécules organiques appelées des osmolytes organiques tel que la proline, la glycine betaine ou/et des ions inorganiques (Flowers, 2004 ; Shabala and Mackay, 2011).

Les résultats obtenus d'analyses de dosage de la proline des feuilles de la variété Giza âgées de 40 jours indique que la teneur en proline est en élévation en augmentant la concentration en sel mais significativement enregistrée dans les concentrations salines 300 et 450Mm.

(Jacobson et al., 2007; Ruffino et al., 2010), ont rapporté une augmentation des osmolytes organiques entre autre, la proline chez le quinoa. Pour (Flowers et Colmer 2008), l'accumulation en osmolytes organiques est une nécessité des plantes pour permettre le maintien de la turgescence et l'expansion cellulaire.

En ce qui concerne, les sucres solubles totaux, la lecture de l'histogramme a montré une élévation de ce dernier qui est très hautement significative durant le stress salin comparativement au témoin. Nos résultats sont semblables à ceux obtenus par (Prado et al., 2000 et Eisa et al., 2012) qui ont également indiqué que le NaCl induit significativement l'augmentation en sucres solubles totaux dans les feuilles de *Chenopodium quinoa* Willd. L'accumulation de glucides a été fréquemment signalée comme une réponse au stress salin en jouant un rôle important dans l'ajustement osmotique de nombreuses plantes tolérantes au sel (Murakeozy et al., 2003).

La teneur en chlorophylle peut être considérée comme un indicateur clé de l'état physiologique de la plante (Steele et al., 2008). En effet, la salinité affecte de nombreux processus biologiques, parmi les quelles la synthèse des caroténoïdes et de la chlorophylle (Prado et al., 2000; Ruffino et al., 2010).

Nos résultats ont rapportés une diminution non significative de la teneur en chlorophylle **a** comparativement au témoin. Cette diminution a été enregistrée pour les concentrations 300 et 450 mM, mis à part, pour la concentration 150mM ou nous avons enregistrés une élévation de la teneur en chlorophylle **a** mais, reste non significative.

Nos résultats sont en accord avec ceux de (Eisa et al., 2012) qui ont aussi rapportés une réduction de la chlorophylle **a** dans des feuilles juvéniles de quinoa, qui est fonction de l'élévation du niveau de salinité appliqué.

Pour la teneur en chlorophylle **b**, nos résultats ont indiqué que le stress salin n'a aucun effet négatif sur ce paramètre. Ainsi, une augmentation non significative est enregistrée pour l'ensemble des traitements sauf sous le traitement 450mM NaCl, dont la valeur de la teneur en chlorophylle **b** a baissée, corroborant de ce fait les résultats de (Eisa et al., 2012). Cela peut s'expliquer par l'amélioration modérée de contenu en pigments chlorophylliens, induite par l'élévation de salinité d'eau.

La chlorophylle **ab**, sa teneur a également augmenté pour l'ensemble des traitements à l'exception du traitement le plus élevée (450mM) où nous avons constatés un abaissement de taux chlorophyllien relativement au témoin. Cet effet dépressif de sel selon, (**Ashraf et Bhatti., 2000**) pourrait être attribué à une diminution de la biosynthèse de la chlorophylle due à une carence des nutriments. Tandis que l'augmentation de la chlorophylle est expliquée par le fait que la quinoa recours à la séquestration vacuolaire de Na⁺ pour éviter les dommages (**Rjeibi et al., 2015**).

Conclusion

Conclusion

Les problèmes de la salinité prennent une ampleur considérable dans le monde et en Algérie, en parallèle la gestion connaît de plus en plus d'innovations qui s'appuient sur des recherches. Dans ce contexte, la recherche des espèces et cultivars adaptés à cette contrainte dans les zones arides et semi arides est envisagée, en effet le quinoa est une pseudo-céréale (*Chenopodium quinoa* Willd) d'origine d'Amérique du sud a été identifié comme étant une plante miraculeuse pouvant s'adapter aux conditions extrêmes de salinité et d'améliorer les sols salés.

Nous nous sommes intéressés dans le présent travail à la réponse de deux variétés de quinoa GIZA et Q102 à la salinité, cela à travers deux aspects, d'abord étudier le stade de germination *in vitro* sous différentes concentrations 75, 150, 300 et 450mM et leurs réponses morphologiques et physiologiques au stade jeune plantule.

Les paramètres étudiés pour la première partie de germination sont :

- Le taux de germination final
- La cinétique de germination
- Indice de stress de germination

Nous avons constatés que le comportement germinatif des deux variétés GIZA et Q102 semble être affecté par la salinité à la forte concentration saline 450mM, tandis que les autres traitements les deux variétés de quinoa tolèrent le sel. A propos de la vitesse de germination, le chlorure de sodium retarde l'initiation et la vitesse de germination particulièrement à 450mM similairement l'indice de stress évoque une sensibilité des deux génotypes à forte dose de salinité.

Dans le deuxième axe de notre recherche nous avons étalés la réponse morphologiques et physiologiques d'un seul génotype GIZA vis-à-vis au stress salin, les paramètres suivants ont été mesurés :

- Variation de la hauteur des racines et tiges
- Teneur en eau, teneur relative en eau dans les feuilles
- Teneur en proline.
- Teneur en sucres solubles totaux

➤ Teneurs en chlorophylles a, b et ab

Les résultats obtenus montrent une variation des paramètres étudiés en fonction de la variation du sel. Au niveau des tiges une augmentation non significative était enregistrée, par contre au niveau des racines nous avons remarqués une diminution non significative.

En ce qui concerne la teneur en eau, ce paramètre était non significative, alors que la teneur relative en eau est hautement significative.

La teneur en chlorophylle et en proline étaient non significatives, tandis que la teneur en sucres solubles totaux est très hautement significative.

Finalement nos résultats amènent à montrer que le quinoa est une plante tolérante au sel. La phase de germination a illustré une résistance des deux génotypes à l'intervalle de salinité proposé, ce qui indique que la sélection *in vitro* a démontré le même mécanisme d'adaptation aux conditions salines.

L'aptitude de quinoa à s'adapter à des fortes salinités n'est pas limitée à la germination, bien que c'est le stade le plus sensible, en effet l'essai dans des pots en irriguant avec de l'eau salé révèle un effet non significatif des fortes salinités sur les paramètres morpho-physiologiques.

A la lumière des résultats enregistrés, nous proposons d'impliquer la culture de quinoa des deux variétés GIZA et Q102 dans les zones arides et semi arides et particulièrement dans la région de Ouargla et d'élargir le volet des recherches à des concentrations plus élevées et de franchir d'autres paramètres de tolérance, comme cette espèce pourrait être utilisée pour nettoyer les sols chargés en sels.

*Références
bibliographiques*

- Adolf V.I, Jacobsen S.E, Shabala S., 2013, Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd), *Environmental and Experimental Botany* 92 (2013) 43–54.
- Aflaki F, Sedghi M, Pazuki A, Pessarakli M., 2017, Investigation of seed germination indices for early selection of salinity tolerant genotypes: A case study in wheat, *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 29(3): 222-226.
- Ait Belaid M., *GeoObservateur*, 5, (1994), 61-69. . Mnif L., Chaieb M., *Revue des Régions Arides*, Tome 1, No spécial, (2004), 252-257.
- Alem C., Amri A., 2005: Importance de la stabilité des membranes cellulaires dans la tolérance à la salinité chez l'orge. *Reviews in Biology and Biotechnology*, Vol. 4
- Anonyme, 2014, *QUINOA Une culture à fort potentiel d'adaptation et de production pour le Maroc*.
- Anonyme, 2016, *Le Quinoa pour les environnements marginaux*
- Ashraf.M, Athar.H.R, Harris P.J.C et Kwon T.R, 2008 Some prospective strategies for Improving crop salt tolerance, *ADV.Agronom.* Vol 97 pp 45-110.
- Ashraf M.Y and Bahatti A.S., 2000, effect of salinity on growth and chlorophyll content of rice ,*Pak.Sci.Industr,Res*,43,130-131.
- Asloum H., 1990, *Elaboration d'un système de production maraîchère (Tomate, *Lycopersicum esculentum* L.) en culture hors sol pour les régions sahariennes. Utilisation de substrats sableux et d'eaux saumâtres, Thèse de doctorat, développement et amélioration des végétaux, Université de Nice Sophia- Antipolis : 24- 32.*
- Aubert G., 1982, les sols sodiques en Afrique du nord ,*Cahier O.R.S.T.O.M* ,Service Pédologie : 194.
- Aubert G., 1983, Observation sur les caractéristiques, la dénaturation et la classification des sols salés ou sals sodiques, *Cahier O.R.S.T.O.M. Service Pédologie* Vol. XXX, No. 1 : 73- 78.
- Babassidi Kaci S, 2010, Effet du stress salin sur quelques paramètres phénologiques (biométrie, anatomie) et nutritionnels de l'Atriplex en vue d'une valorisation agronomique, *Thèse majester* ,p133.
- Bajji M, Lutts S, Kinet J.M., 2001, Water deficit effects on solute contribution to

osmotic adjustment as a function of leaf ageing in three durum wheat (*Triticum durum* Desf.), cultivars performing differently in arid conditions, *Plant Sci.* 160: 669 - 681.

- BAIZE D., 2000, Guide des analyses en pédologie, 2^{ème} édition, Institut National de la Recherche Agronomique, Paris : 206- 207.
- Bhargava, A., Shukla, S., Ohri, D., 2006. *Chenopodium quinoa*: an Indian perspective. *Industrial Crops and Products*, 23: 73-87.
- BARRS H. D, WEATHERLEY P.E., 1962,"Are-examination of the relative turgidity technique forestimating water deficits in leaves". *Aust. J. Sci.* 15, 412.
- BAATOUR O, M'RAH S, BEN BRAHIM N, BOULESNEM F, LACHAAL M., 2004-Réponse physiologique de la gesse (*Lathyrus sativus*) à la salinité du milieu. *Revue des régions arides*, Tome 1, No. Spécial : 346-358.
- Baziz K., 2004, La culture in vitro appliqué aux rosiers :micropropagation de *ros canina*.l.thèse de magistère.univ. constantine. (mémoire moulléf a., 2010). : 31 p.
- Beldjoudi Z., 1999, Contribution à l'étude de la tolérance de six variétés de blé dur à la salinité, Séminaire National sur la Salinisation des terres Agricoles en Algérie, Chlef : 109- 115.
- Belkhodja M,Bidai Y.,2004-la réponse des graines d'Atriplex halimus L.à la salinité au stade de la germination. *Sciences et changements planétaires /sècheresse* 15:331-335.
- Benidire L, Daoui K, Fatemi Z.A, Achouak W, Bouarab L, Oufdou K,2014, Effet du stress salin sur la germination et le développement des plantules de *Vicia faba* L., *J. Mater. Environ.. Sci.* 6 (3) (2015) 840-851.
- Bennabie Farid ,2017 ,Les marqueurs biochimiques de la résistance à la salinité chez *Phaseolus vulgaris* L. thèse de doctorat,Univ Oran,92p.
- Bertero H D, Medan D, Hall A J., 1996, Changes in Apical Morphology during Floral Initiation and Reproductive Development in Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), *Annals of Botany*,78:317-324.
- Berthomieu P, Conejero G, Nublat A, Brachenbury W J., Lambert C, Savio C, Uozumi N , Oiki S, Yamada K, Cellier F,Gosti F, Simonneau T, Essah Pa , Tester M,Very A A, Sentenac H, Casse F., 2003- Functional analysis of AtHKT1 in *Arabidopsis* shows that Na⁺ recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance,*Embo Journal*, Vol. 22: 2004- 2014.

- Bhandal, I. S., Malik, C. P. (1988) Potassium estimation, uptake, and its role in the physiology and metabolism of flowering plants. *Int Rev Cytol*, 110: 205-254.
- Bois JF et al., 2006, Response of some Andean cultivars of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to temperature: effects on germination, phenology, growth and freezing. *Eur, J, Agron.*, **25**, 299-308.
- Bolarin M C, Fernandez F G, Cruz V. & Cuartero J., 1991. Salinity tolerance in four wild tomato species using vegetative yield salinity response curves, *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 116, 285-290.
- Bosque Sanchez H, Lemeur R, Van Damme P, Jacobsen S.E., 2003. Ecophysiological analysis of drought and salinity stress in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), *Food Reviews International* 19, 111–119.
- Boulay J., 1993. Culture in vitro et ses applications à la culture des plantes carnivores. *Bull. Dionée*, 28.
- Bouraoui N, Grignon C, Zid E. Effet de NaCl sur la croissance et la respiration racinaire du triticale (*XTriticosecale* Wittmack). *Cahiers Agricultures*, vol 10,(2002) , pp 372-6.
- Bouslama M. and W. T Schapaugh., 1984. Stress tolerance in soybeans. I. Evaluation of three screening techniques for heat and drought tolerance, *Crop Sci.* 24: 933-937.
- Brack Egg A., 2003. Perú: diez mil años de domesticación. Lima: Editorial Bruño.
- Brinis A, Belkhdja M., 2015- Effet de la salinité sur quelques traits physiologiques et biochimiques chez *Atriplex halimus* L. Synthèse: *Revue des Sciences et de la Technologie* 31:42
- Chauhan, G.S., Eskin, N.A.M., Tkachuk, R., 1992. Nutrients and antinutrients in quinoa seed. *Cereal Chemistry*, 69: 85-88.
- Cheikh M'hamed H, Kadri K, Abdellaoui R, Ben Naceur M et Bel Hadj S., 2009, Effet de la salinité sur le potentiel hydrique foliaire, l'accumulation de chlorophylle et de proline chez l'orge (*Hordeum vulgare* L.), *Annales de l'INRGREF*, 14, 79-88.
- Chorfi A., 2009 - contribution à l'étude de la résistance à la salinité chez une variété de blé dur algérien (*Triticum durum* Desf.) var Mohamed ben Bachir. *Sciences & Technologie* C:41-44.

- Clark J.M & Mac-Caig T.N., 1982. Excised leaf water relation capability as an indicator of drought resistance of *Triticum* genotypes. *Canada Journal Plant Science* 62, 571-576.
- Côme D, Ed. Masson et Cie, 1970, Paris,162.
- Daddi Bouhoun M,2010, Contribution a l'étude de l'impact de lanappe phreatique et des accumulations gypso-salines sur l'enracinement et la nutrition du palmier dattier dans la cuvette de ouargla (Sud Est Algerien),Thèse de doctorat, Faculté des sciences, univ annaba, Algerie,365p.
- Daoud Y., 1993 - Contribution à l'étude des sols des plaines du Cheliff. Le phénomène de salinisation, conséquences sur les propriétés physiques des sols argileux. Thèse Doct. Etat,I.N.A., Alger, 277 p.
- Delatorre-Herrera J, Pinto M., 2009,Importance of ionic and osmotic components of salt stress on the germination of four quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) ,selections. *Chilean Journal of Agricultural Research* 69 (4), 477–485.
- Del Castillo C, Mahy G, Winkel T.,2011, La quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente " bio équitable " *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*,2008 12(4), 421-435
- Dini, I., Tenore, G.C., Dini, A., 2004. Phenolic constituents of *Kancolla* seeds. *FoodChemistry*, 84: 163-168.
- Douaoui A et Hartani T., 2008, Impact de l'irrigation par les eaux souterraines sur la dégradation des sols de la plaine du Bas-Chellif, *Scientific Commons*, Vol. 2, no3, p 9.
- Duarte B., Santos D., Marques J.C., et Caçador I. 2015- Ecophysiological constraints of two invasive plant species under a saline gradient: Halophytes versus glycophytes. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 167, 154-165.
- Dubois M, Gilles A, Hamulton J. J, Rebers P.A, Smith F., 1956, Colorimetric method for determination of sugars and related substances *Anal, chem*, 71, 808-814.
- Eisa S, Hussin S, Geissler N, Koyro H.W.,2012, Effect of NaCl salinity on water relations, photosynthesis and chemical composition of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as a potential cash crop halophyte, *AJCS* 6(2):357-368.
- Eleuch L, Jilal A, Grando S, Ceccarelli S, Von Korff Schmising M, Tsujimoto, H, Hajer A, Daaloul A, Baum M., 2008m, Genetic diversity and association analysis for salinity tolerance, heading date and plant height of barley germplasm using simple sequence repeat markers. *J. Integr. Plant Biol*, 50 (8): 1004 - 1014.

- EL MIDAOUI M, BENBELLA M, AÏT HOUSSA A, IBRIZ M et TALOUIZTE A., 2007, Contribution à l'étude de quelques mécanismes d'adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé (*Helianthus annuus L.*) *Revue HTE* **136** : 29-34.
- El youssfi L, 2013, Durabilité d'un système de culture non conventionnel irrigué par les eaux usées traitées dans la région d'Agadir, Thèse de doctorat, univ Agadir, Maroc 163P.
- Fathi R.A., Prat D., 1989. Effects of saline stress on *Eucalyptus* seedlings, *Ann. Sci. For.* 46, 376–378.
- Flowers T.J., 2004, Improving crop salt tolerance, *Journal of Experimental Botany*, 55: 307-319.
- Flowers T.J., Colmer T.D., 2008. Salinity tolerance in halophytes, *New Phytologist* 179, 945–963.
- Gandarillas H. 1979. La Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Botánica. In: *La Quinoa y la Kañiwa, cultivos andinos*.
- Gandarillas H., 1984, Obtención experimental de *Chenopodium quinoa* Willd. La Paz: Ministerio de Asuntos Campesinos y Agropecuarios, Instituto Boliviano de Tecnología Agropecuaria.
- Gandarillas H., 1979a. La quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Botánica. In: Tapia M.E. et al., eds. *La Quinoa y la Kañiwacultivos andinos*. Bogota: CIID-IICA, 20-44.
- Ghadallah M., 1999, Effect of proline and glycine betaine on *Vicia faba* responses to salt stress, *Biological plantarum* 42:249-257.
- Ghoulam C, Foursy A et Fares K., 2002. Effects of salt stress on growth, inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars, *Environ, Exp, Bot*, 47, 39-50.
- Ghoulam C., Foursy A. et Fares K., 2002. Effects of salt stress on growth, inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars. *Environ. Exp. Bot.* 47, 39-50.
- Gilmour Sj, Sebolt Am, Salazar Mp, Everard Jd, Thomashow Mf., 2000 Overexpression of the *Arabidopsis CBF3* transcriptional activator mimics multiple biochemical changes associated with cold acclimation, *Plant Physiol* **124**: 1854–1865
- Giusti K. 1970. El género *Chenopodium* en la Argentina. I. Numero de cromosomás. *Darwiniana* 16:98-105.

- Gomez-Pando, L.R., Alvarez-Castro, R., de la Barra, E., 2010. Effect of salt stress on Peruvian germplasm of *Chenopodium quinoa* Willd.: a promising crop. *Journal of Agronomy and Crop Science* 196, 391–396.
- Gomez-Pando, L.R., Alvarez-Castro, R., de la Barra, E., 2010. Effect of salt stress on Peruvian germplasm of *Chenopodium quinoa* Willd.: a promising crop. *Journal of Agronomy and Crop Science* 196, 391–396.
- Gonzalez J.A, Prado F.E., 1992. Germination in relation to salinity and temperature in *Chenopodium quinoa* (Willd.), *Agrochimica* (Italy) 36 (1–2), 101–107.
- Haicour R., 2002 - Biotechnologie végétale : technique de laboratoire. Ed Tec et Doc Montréal AUF, 2002(université francophones ISBN 2-7430-0560- 2).275p.

- Halitim A., 1985 - Contribution à l'étude des sols des zones aride (hautes plaines steppiques d'Algérie). Morphologie, distribution, et rôle des sels dans la genèse et le comportement des sols. Thèse Doct. Etat, Université de Rennes, Rennes, 383 p.
- Hanana M, Hamrouni L, Cagnac O, Blumwald E., 2011 - Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes. *Environmental Reviews* 19:121-140.
- HANSON A.D, NELSON C.E and EVERSON E.H., 1977, Evaluation of free proline accumulation as an index of drought resistance using two contrasting barley cultivars. *Crop Sci.*,**17**: 720-726.
- Haouala F, Ferjani H , Ben El-Hadj S., 2007- Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na^+ , K^+ , et Ca^{2+}) et du chlore (Cl^-) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais et du chiendent. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, Vol. 11, No. 3 : 235- 244.
- Hariadi Y, Marandon K, Tian Y, Jacobsen S.E, Shabala S., 2011, Ionic and osmotic relations in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) plant grown at various salinity levels, *Journal of Experimental Botany* 62 (1), 185–193.
- Hatem, C. M, K. Karim, A.Raoudha,B.N, M'Barek,et B.Salem,2010, Effet de la salinité sur le potentiel hydrique foliaire, l'accumulation de chlorophylle et de proline chez l'orge (*Hordeum vulgare* L.), Actes des Journées Scientifiques de l'INRGREF, Hammamet Valorisation Agricole des Eaux Salées, des EUT et des Boues Résiduaires, pp 79-88

- Hayek T., Abdelly C., *Revue des Régions Arides*, Tome 1, No. Spécial, (2004), 273-284.
- Hopkin W.G., 2003- Physiologie végétale- Traduction de la 2ed.americane par serge rambour révision scientifique de Charles- Marie Evradr Boeck univ. Bruxelles .p 445-460.
- Hopkins W G., 2003: Physiologie végétale. 2^{ème} édition. De Boeck, Bruscelles: 61-476.
- http://encyclo.free.fr/pages/in_vitro.htm.
- https://fr.wikipedia.org/wiki/Solution_de_Knop
- Ibne Hoque M.M, Jun Z, Guoying W.,2014, IMPACT OF SALINITY STRESS ON SEED GERMINATION INDICES OF MAIZE (*Zea mays* L.) GENOTYPES, Kragujevac J. Sci. 36, 155-166.

- Jacobsen S E, Stølen O., 1993. Quinoa - Morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe, *European Journal of Agronomy*. 2:19-29
- Jacobsen S E, Jørgensen I, Stølen O., 1994, Cultivation of quinoa (*Chenopodium quinoa*) under temperate climatic conditions in Denmark, *Journal of Agricultural Science*, 122:47-52.
- Jacobsen S E., Quispe H., Christiansen J.L., Mujica A., 2000a. What are the mechanisms responsible for salt tolerance in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)? European Cooperation in the Field of Scientific and Technical Research (E. Commission, ed.), Bruxelles. p. 511-516.
- Jacobsen, S.E, Mujica A & Jensen C.R., 2003. The resistance of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to adverse abiotic factors, *Food Reviews International*, 19: 99-109.
- Jacobsen, S.E, Monteros C, Corcuera L.J, Bravo L.A, Christiansen J.L,Mujica A .,2007,Frost resistance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *European Journal of Agronomy* 26, 471–475.
- Jay allmand C., Capelli P. et Cornu D.,1992 - Root development of in vitro hybrid walnaut microcutting in vermiculite containing gelrite medium. Station d'amélioration des arbres forestières INRA,45160.Ardon France. *Scienda horticultura*. 51(3-4) : 335-342.

- Jay allmand C. et Capelli P., 1997-La multiplication végétative in-vitro, base méthodologique. D.E.A. Ressources génétiques et Amélioration des plantes. INA Paris Grignon.101p.
- Kadi Z.,2012, Selection de l'orge (*hordeum vulgare* L.) Pour la tolerance aux stress abiotiques,thèse de doctorat,faculté des sciences de la nature et de la vie(univ setif),Algerie, p 126.
- Khajeh-hossini M. et Powell A.A., 2003, The interaction between salinity stress and seed vigor during germination of soybean seed. *Seed Sci Technol*; 31: 715-725.
- Khales A, Baaziz M., 2006- Etude des peroxydases d'écotype d'*Opuntia ficus indica* L. en relation avec le développement dans des conditions de stress salin,Congrès International de Biochimie, Agadir : 133- 136.
- Koyro H.W, Eisa S.S.,2008,Effect of salinity on composition, viability and germination of seeds of *Chenopodium quinoa* Willd, *Plant and Soil* 302, 79–90.
- Lebonvallet N.,2008,Implantation du quinoa et stimulation de sa culture sur l'Altiplano Bolivien, Thèse de Doctorat, Université de Paris, France,244p.
- Lee S., Kim S.G. et Park C.M., 2010- Salicylic acid promotes seed germination under high salinity by modulating antioxidant activity in *Arabidopsis*. *New Phytol* 188:626–637.
- Legros J-P.,2009, LA SALINISATION DES TERRES DANS LE MONDE, Séance du lundi 22/06/2009, conférence n°4069, Bull. n°40 Académie des Sciences et Lettres de Montpellier, pp. 257-269.
- Levigneron A., Lopez F., Vansuyt G., Berthomieu P, Fourcroy P. Et Francine C. D., 1995 - Les plantes face au stress salin. *Cahiers agricultures*, 4:263-73.
- Luttge U, Kluge M, Bauer G, 2002, *Botanique*, 3^{ème} édition, Tec et Doc- Lavoisier, Paris: 439- 450.
- Iyengar E.R.R & Reddy M.P., 1996,Photosynthesis in highly salt tolerant plants, *In* M. Pesserkali, ed, *Handbook of Photosynthesis*.Marshal Dekar, Baten Rose, USA, pp. 897-909.
- Maatougui M E H., 2001- Sodial: un acide organique pour la correction des problèmes de salinité des sols et des eaux salées, Séminaire National sur la Problématique de l'Agriculture des zones Arides et de la Reconversion, Sidi Bel Abbés, Algérie: 372-378.

- Mallek E. Influence de la salinité sur certains aspects physiologiques et métaboliques de la tolérance au sel de tomates sensibles et résistantes. Thèse de doctorat en UFR de biologie. Paris : Science de la Nature, 2001
- Mallek-Maalej E, Boulasnem F, Ben Salem M. Effet de la salinité sur la germination de graines de céréales cultivées en Tunisie. *Cahiers Agriculture*, vol 12, (2004),pp 153-6.
- Matiacevich S B, Castellion M L, Maldonado S B, Buera M P.,2006 Water dependent thermal transitions in quinoa embryos ,*Thermochimica Acta*, 448: 117–122.
- Maughan P.J,Tumer T.B,Coleman C.E,Elzinga D.B,Jellen E.N,Morales J.A,Udall J.A,Fairbanks D.J and Bonifacio A.,2009,Characterization of salt overly sebsitive(SOS1) gene homoeologs in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd).*Genome*,Vol,52,pp647-657.
- Monneveux P.H, Nemmar M., 1986, Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre (*Triticum aestivum*) et chez le blé (*Triticum durum* Desf) étude de l'accumulation de la proline au cours du cycle de développement. *Agronomie* 6 : (583-590).
- Mrani Alaoui M, El Jourmi L, Ouarzane A, Lazar S, El Antri S, Zahouily M., Hmyene A.,2013, Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé, *J. Mater. Environ. Sci.* 4 (6) 997-1004.
- Mujica A., Izquierdo J., Marathee J.P., 2001. Origen y descripción de la quinua. *Quinua (Chenopodium quinoa Willd.) : ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro*.
- Mujica A, Jacobsen, S E, Izquierdo J, Marathee J P, et FAO (eds), CIP, UNAP. FAO, CD Cultivos Andinos, version 1.0, Santiago, Chile.
- Munns R., James, R A. (2003) Screening methods for salinity tolerance: A case study with tetraploid wheat. *Plant Soil*, 253: 201-218.
- Munns R., James R A., Lauchli A., 2006 Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals, *J, Exp. Bot*, 27: 1025-1043.
- Munns, R., Tester, M. (2008) Mechanisms of salinity tolerance. *Ann. Rev. Plant Biol*, 59: 651-681.

- Murakeözy EP, Nagy Z, Duhaze C, Bouchereau A, Tuba Z 2003. Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary. *Journal of Plant Physiology* 160: 395-401.
- Niu X., Rsessan R A., Hasegawa P M., Pardo J M., 1995: Ion homeostasis in NaCl stress environments. *Plant Physiology*. 109 (3): 735- 742.
- Omami E.N., 2005. Effects of salinity in agriculture - An overview. University of Pretoria etd..
- Pacheco A, Morlon P, Rossel J., 1978. Los sistemas radicales de las plantas de interés económico en el Altiplano de Puno: un estudio preliminar. *Puno, Perú*. 20 p.
- Park J., Okita t.w. and Edwards G.E., 2009. salt tolerant mechanisms in single-cell C4 species
- Piri K, Anceau C, El Jaafari S, Lepoivre P, Semal J., 1994, Sélection in vitro de plantes androgénétiques de blé tendre résistantes à la salinité, L'amélioration des Plantes. Ed. AUPELF-UREF, Paris: 311- 320.
- Poormohammad Kiani S., 2007. Analyse génétique des réponses physiologiques du tournesol (*Helianthus annuus* L.) soumis à la sécheresse, Thèse de doctorat, INP Toulouse, France, 213p.
- Pourrat Y., Dutuit P., 1994. Etude précoce des effets morphologiques et physiologiques du rapport sodium/calcium *in vitro* sur une population d'*Atriplex halimus*, in : J. Dubois, Y. Demarly (Eds.), Quel avenir pour l'amélioration des plantes ? Editions John Libbey Eurotext, pp. 283–295
- Prado F.E., Boero C, Gallardo M, Gonzalez J.A., 2000. Effect of NaCl on germination, growth, and soluble sugar content in *Chenopodium quinoa* Willd. seeds. *Botanical Bulletin of Academia Sinica* 41, 27–34.
- Prego, I, Maldonado, S, Otegui, M., 1998, Seed structure and localization of reserves in *Chenopodium quinoa*, *Ann. Bot.*, 481–488.
- Ramage RT., eds. *Genetic engeneering of osmoregulation*, *New York: Plenum*, (1980), 311-318.
- Razzaghi, F., Ahmadi, S.H., Adolf, V.I., Jensen, C.R., Jacobsen, S-E., Andersen, M.N., 2011a. Water relations and transpiration of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) under salinity and soil drying. *Journal of Agronomy and Crop Scienc* 197,348–360.
- Rengasamy P., 2006 -World salinization with emphasis on Australia. *Journal of Experimental Botany* 57, 1017-1023. doi:10.1093/jxb/erj108.

- Rezgui M., Bizid E., Ben Mechlia N., *Revue des Régions Arides*, Tome 1, No spécial, (2004), 258-265.
- RHODES D., 1987, Metabolic responses to stress, In: *The biochemistry of plants, 12, Physiology of metabolism*, Davis D.D, ed, Acad. Press., pp:201-241.
- Rjeibi W, Kahlaoui B, Hachicha M.,2015,effet de l'irrigation avec des eaux salées sur une culture de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) en Tunisie: Réponses du quinoa aux contraintes hydriques et salées, Editions universitaires européennes,138p.
- Robert A, Back JA,Waxmen SG.,1998,Endogenous NMDA-receptor activation regulates glutamate release in cultured spinalneurons,j,Neurophysiol,80:196-208.
- Robert A., JA. Black, SG. Waxman. 1998. *Endogenous NMDA-receptor activation regulates glutamate release in cultured spinal neurons. J. Neurophysiol.* **80**:196–208.
- Ruffino A.M.C, Rosa M, Hilal M, Gonzalez J.A, Prado F.E., 2010, The role of cotyledon metabolism in the establishment of quinoa (*Chenopodium quinoa*) seedlings growing under salinity,Plant and Soil 326, 213–224.
- Ruiz-Carrasco K, Antognoni, F, Coulibaly A.K, Lizardi S, Covarrubias A, Martinez E.A, Molina-Montenegro M.A, Biondi S, Zurita-Silva A., 2011. Variation in salinity tolerance of four lowland genotypes of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as assessed by growth, physiological traits, and sodium transporter gene expression. *Plant Physiology and Biochemistry* 49, 1333–1341.
- RUSH D.W et EPSTEIN E., 1981, Breeding and selection for salt-tolerance by incorporation of wild germplasm into a domestic tomato. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* (106): 699-704.
- SABIR ALI A. K., MOHAMED B. F. AND DREYLING G., 2014- Salt Tolerance and Effects of Salinity on some Agricultural Crops in the Sudan. *J. of forest products and industries*, 3(2), 56-65 ISSN: 2325–4513.
- Sairam R.K and Tyagi A., 2004, Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants, *Curr.Sci.* 86 : 407–421.
- SCIPPA,G., DI MICHELE, M., ONELLI, N. E., PATRIGNANI, G., CHIATANTE, D., BRAY, E., 2004. "Thehistone-like protein H1-S and the response of tomato leaves to water deficit". *J. Exp. Bot.* 55, 109.

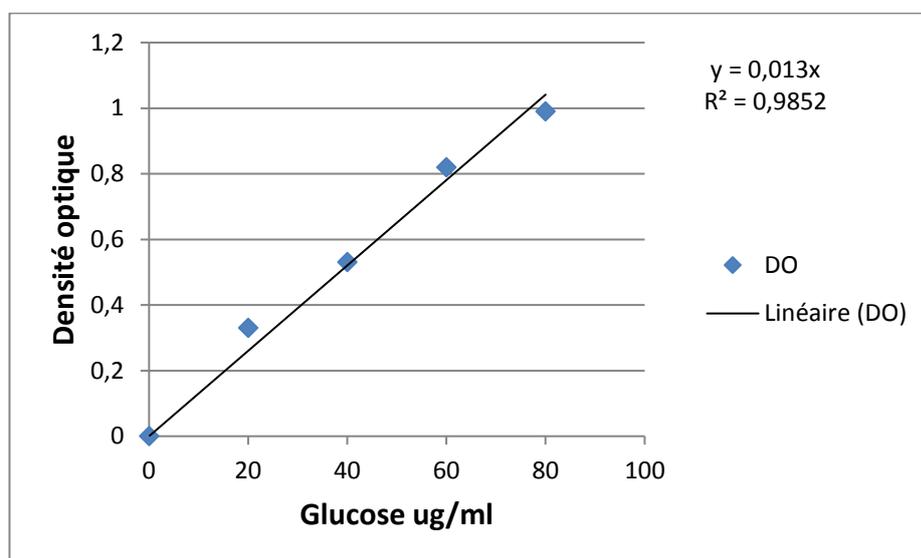
- Shabala, L., Mackay, A., Tian, Y., Jacobsen, S.-E., Zhou, D., Shabala, S., 2012. Oxidative stress protection and stomatal patterning as components of salinity tolerance mechanism in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Physiologia Plantarum*.
- Shabala S. & Mackay A., 2011, Ion transport in halophytes, *Advances in Botanical Research*, 57: 151-187.
- Shannon M C., 1984, Effects of salinity on growth and accumulation of organic ions in cultivated and Wild tomato species, *Journal of the American Society for horticultural Science*,112:416 – 423.
- Silva-Ortega co, Ochoa-Alfaro ae,Reyes-Aguero ja, Aguado Santacruz ga,Jimenez-Bremont JF.,2008-Salt stress inceases the expression of P5cs gene and induces proline accumulaion in cactus pear . *plant Physiologie and Biochemistry*46:82-92.
- Slam A. Effet d'une contrainte hydrique édaphique sur le développement du système racinaire de deux variétés de blé dur. DEA de la Faculté des Sciences de Tunis, (2006), 87 p.
- Slama F. (2004). La salinité et la production végétale.Ed .Centre de publication universitaire Tunis. 163p.
- Snoussi S.A., Halitim A., et Valles V., 2004- Absorption hydrique en milieu salin chez la tomate et le haricot. *Cah Agric*; 13 (3): 283-287.
- Steele M,Gitelson A.A and Rundquist D.C.,2008, A comparison of two techniques for non-destructive measurement of chlorophyll content in grapevine leaves, *Agron J.V.100.Pp779-782*.
- Streeter J, Lohnes D, Fioritto R., 2001- Patterns of pinitol accumulation in soybean plants and relationships to drought tolerance. *Plant, Cell & Environment* 24:429-438.
- Tapia M.E., 2000. Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentaci6n. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro.
- Tapia, M. E., Gandarillas, H., Alandia, S., Cardozo, A. et Mujica, A. (eds). *CIID-IICA. Bogota, Colombia*. p. 20-44.
- Torrecililas A,Leon A,Del Amor F and Martinez-Monpean M.C.,1984,Determinacion rapida de clorofila en discos foliares de limonero,*Fruits* 39,617-22.
- Torrecililas A, Alarcon J J, Sanchez-Blanco M J., 1994,Osmotic adjustment in leaves of *Lycopersicon esculentum* and *L. pennelli* in response to saline water irrigation, *Biology Plant*, Vol. 36: 247- 254.

- Turan Ma, Elkarim Aha, Taban S., 2010 - Effect of salt stress on growth and ion distribution and accumulation in shoot and root of maize plant. *African Journal of Agricultural Research* 5:584-588.
- Velegaleti, R. R., Kumar, D., Marsh, S., Reichenbach, N. G., Fleischman, D. E., 1990 Some approaches to rapid and presumptions diagnosis of chemicals stress in plants. In: , W., Gorsuch, J. W., Lower, W. R., (éds.) *Plants for toxicity assessment. American Society for Testing and Material*; Philadelphia, pp. 333 - 345.
- Ville L., 1872 - Exploration géologique du Béni-M'Zab, du Sahara et la région des steppes de la province d'Alger. Impr. Natio., Paris, 540 p.
- VOETBERG G.S. and SHARP R.E., 1991. Growth of the maize primary root at low water potentials. III. Role of increased proline deposition in osmotic adjustment. *Plant physiol.*, **96**: 1125- 1130.
- Wilson C, Read J.J. & Abo-Kassem E., 2002, Effect of mixed salt salinity on growth and ion relations of a quinoa and a wheat variety, *Journal of Plant Nutrition*, **25**: 2689-2704.
- Zhao H, Dai T. B, Jing Q, Jiang D and Cao W. X., 2007 Leaf senescence and grain filling affected by post-anthesis high temperatures in two different wheat cultivars. *Plant Growth Regul*, 51: 149-158.
- Zhu J.K., 2004, Regulation of ion homeostasis under sal stress, *Curr Opin Plant Biol*, Vol 6, pp 41-45.
- Zhu, J. K., 2007- *Plant Salt Stress*: John Wiley & Sons, Ltd.
- Zid E., Grignon C., 1991: Les tests de sélection précoce pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydrique. L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides, AUPELF-UREF. Jon Libbey Eurotext, Paris: 91- 108.
- Zidane Djerroudi O, 2017, Caractérisation morpho- physiologique d'une halophyte, atriplex, aux conditions arides, thèse de Doctorat, Univ Oran, Algérie, 69p.

Annexes

Annexe 01

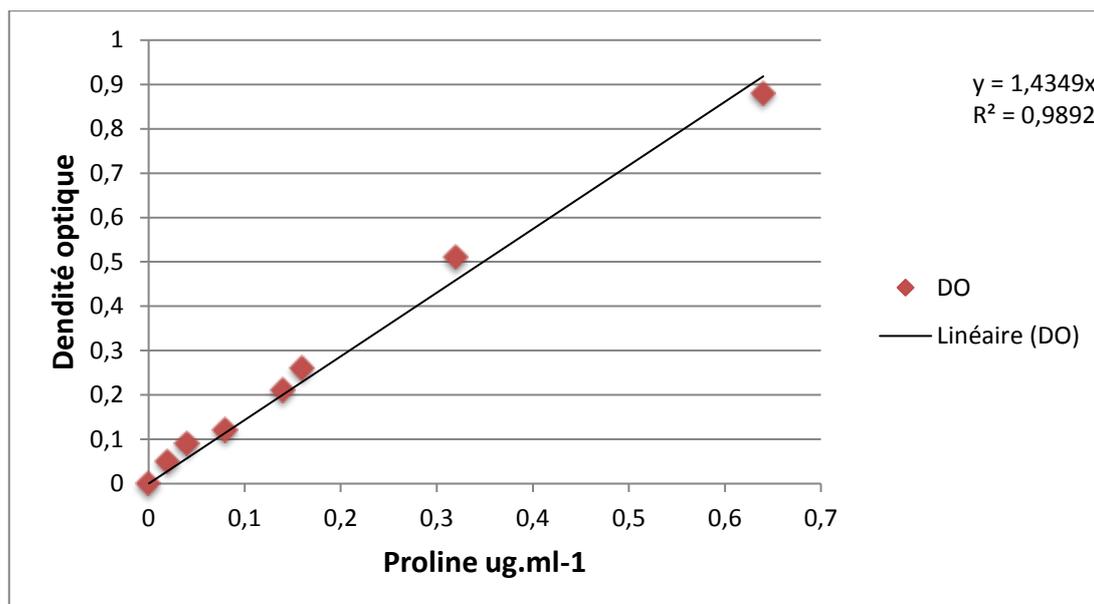
La courbe d'étalonnage est préparée par pesée de 0.01 g de glucose ajuster à 100 ml d'éthanol à 70 %. Dans des tubes à essais préparer une gamme étalonnage allant de 20 à 80 ug.ml⁻¹.



Courbe d'étalonnage des sucres solubles totaux

Annexe02

La courbe d'étalonnage est préparée par pesée 0,10 g de proline ajusté à 100 ml de méthanol à 80%. Dans des tubes à essais préparer une gamme d'étalonnage allant de 0,02 à 0,64 µg.ml⁻¹.



Courbe d'étalonnage de la proline

Annexe03**Tableau4:** Analyse de variable de la variance taux de germination final des graines de GIZA (ANOVA Test $P \leq 0.05$)

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	4	17804.8	4451.2	134.6129	.0000 ***ths
Erreur	15	496	33.066667<-		
Total corrigé		19	18300.8		

Tableau5: Analyse de variable de la variance de taux de germination final des graines de Q102 (ANOVA Test $P \leq 0.05$).

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	4	3971.2	992.8	10.116848	.0004 ***ths
Erreur	15	1472	98.133333<-		
Total corrigé		19	5443.2		

Tableau 6: Analyse de variable de la variance cinétique de germination des graines de GIZA (Test ANOVA $P \leq 0.05$)

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	20	475.1666667	23.758333	25.1558	.0000 ***ths
Erreur	63	59.50944444<-			
Total corrigé		83	534.6666667		

Tableau 7: Analyse de variable de la variance cinétique de germination des graines de Q102 (Test ANOVA $P \leq 0.05$)

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	20	413.7857143	20.689286	3.55883	.0001 *** ths
Erreur	63	366.25	5.8134921<-		
Total corrigé	83	780.0357143			

Tableau 8: Analyse de variable de la variance teneur relative en eau des feuilles (Test ANOVA $P \leq 0.05$)

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	3	657.13	219.04	12.57	.0021 **hs
Erreur	8	139.35	17.419492<-		
Total corrigé	11	796.487225			

Tableau 9: Analyse de variable de la variance teneur en eau des feuilles (Test ANOVA $P \leq 0.05$)

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	3	18.11	6.03	1.91	.2064 ns
Erreur	8	25.288	3.161<-		
Total corrigé	11	43.40			

Tableau10: Analyse de variable de la variance teneur en proline des feuilles (ANOVA P<=0.05).

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	3	0.005	0.001	3.5111111	.0690 ns
Erreur	8	0.004	5e-4<-		
Total corrigé 11		0.009			

Tableau11: Analyse de variable de la variance teneur en sucres solubles totaux des feuilles (ANOVA P<=0.05).

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	3	0.0513166	0.0171056	26.5511	.0002 ***ths
Erreur	8	0.0051	6.4425e-4<-		
Total corrigé 11		0.056470667			

Tableau12: Analyse de variable de la variance teneur en chlorophylle a, b, ab des feuilles (ANOVA $P \leq 0.05$).

chlorophylle	Source	DDL	SC	MC	F	P
Chl (a)	Modèle	3	18.58	6.195	0.709	.5728 ns
	Erreur	8	69.80	8.72611<-		
	Total corrigé	11	88.3944			
Chl (b)	Modèle	3	13.276431	4.425477	1.60217	.2638 ns
	Erreur	8	22.09734867	2.7621686<-		
	Total corrigé	11	35.37377967			
Chl (ab)	Modèle	3	48.27743	16.0924	0.86710	.4968 ns
	Erreur	8	148.4714767	18.558935<-		
	Total corrigé	11	196.7489149			

Tableau13: Analyse de variable de la variance longueur des tiges (ANOVA $P \leq 0.05$).

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	3	3.646666	1.21555	0.191075	.8996 ns
Erreur	8	50,893333	6.3616667<-		
Total corrigé	11	54.54			

Tableau14: Analyse de variable de la variance longueur des racines (ANOVA $P \leq 0.05$).

Source	DDL	SC	MC	F	P
Modèle	3	73.7425	24.580833	2.4501204	.1383 ns
Erreur	8	80.26	10.0325<-		
Total corrigé 11		154.0025			

DDL: degrés de liberté

SC : somme carrée

MC : moyenne carrée

F: F calculé (test de Fisher)

P: probabilité

Annexe04

Tableau15:groupes homogènes de taux de germination final des graines de GIZA(Test LSD avec signification de 0,05).

Modalité	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Témoin	100	a
75 mM	98	a
150 mM	100	a
300 mM	96	a
450 mM	24	b

Tableau16:groupes homogènes de taux de germination final des graines de Q102(Test LSD avec signification de 0,05).

Modalité	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Témoin	41	a
75 mM	51	a
150 mM	51	a
300 mM	49	a
450 mM	14	b

Tableau17:groupes homogènes de teneur relative en eau des feuilles(Test LSD avec signification de 0,05)

Modalité	Moyenne teneur relative en eau	Groupes homogènes
Témoin	76,63	b
150 mM	89,94	a
300 mM	92,41	a
450 mM	96,32	a

Tableau18:groupes homogènes de teneur en eau des feuilles (Test LSD avec signification de 0,05) .

Modalité	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Témoin	88,83	a
150 mM	87,72	ab
300 mM	85,42	b
450 mM	87,40	ab

Tableau19: groupes homogènes de teneur en proline des feuilles(Test LSD avec signification de 0,05).

Modalité	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Témoin	0,53	b
150 mM	0,54	b
300 mM	0,55	ab
450 mM	0,58	b

Tableau 20: groupes homogènes de teneur en sucres solubles totales des feuilles(Test LSD avec signification de 0,1) .

Modalité	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Témoin	1,128	c
150 mM	1,239	b
300 mM	1,312	a
450 mM	1,225	b

Tableau 21: groupes homogènes de chlorophylle a ,b, ab des feuilles(Test LSD avec signification de 0,05)

Chlorophylle	Modalité	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Chlorophylle A	Témoin	14,02	a
	150	16,25	a
	300	13,62	a
	450	12,93	a
Chlorophylle B	Témoin	6,65	a
	150	6,70	a
	300	7,06	a
	450	4,40	a
Chlorophylle AB	Témoin	20,67	a
	150	22,96	a
	300	20,69	a
	450	17,34	a

Tableau22:groupes homogènes de longueur des tiges (Test LSD avec signification de 0,05).

Modalités	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Témoin	11,76	a
150	11,5	a
300	11,8	a
450	12,93	a

Tableau23:groupes homogènes de longueur des racines (Test LSD avec signification de 0,05)

Modalités	Moyenne estimée	Groupes homogènes
Témoin	14,3	a
150	10,76	ab
300	12,46	ab
450	7,56	b



Figure1: La mise en culture dans la serre **Figure2:** l'arrosage des plantules de quinoa



Figure:3le substrat de culture (terreau)



Figure:4 le semis des graines



Figure5 : Contamination importante affecte les plantules de quinoa



Figure6: la germination des graines de GIZA et Q102 dans une concentration saline de 450Mm.



Figure:7 la germination des graines de GIZA et Q102 dans une concentration saline de 75Mm.



Figure: 8 la germination des graines de GIZA et de Q102 dans une concentration saline de 150Mm.

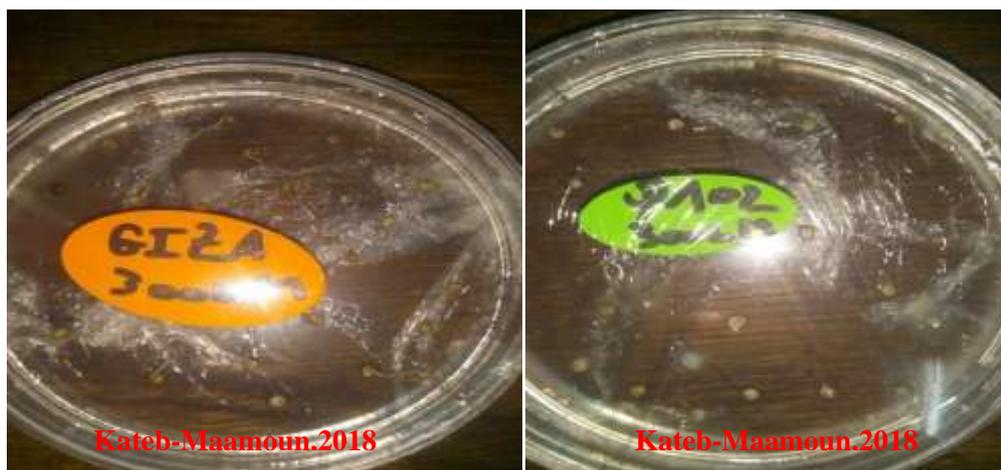


Figure : 9 la germination des graines de GIZA et de Q102 dans une solution saline de 300Mm.



Figure:10 stérilisation du matériel de manipulation **Figure:11** plantes de GIZA âgées de 30jours



Figure:12 séchage des feuilles dans l'étuve



Figure:13 les plantes âgées de GIZA de 40 jours sous stress salin



Figure:14 dosage de la proline



Figure: 15 dosage de la chlorophylle



Figure :16 dosage des sucres

Effet du stress salin sur la germination et la croissance de deux variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) *in vitro*

Résumé

Ce travail consiste à étudier l'influence du stress salin par différentes concentrations de NaCl (0,75,150,300 et 450mM) sur la germination *in vitro* du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) et ce sur certains aspects physiologiques afin d'établir la sélection variétale entre les deux variétés GIZA et Q102.

Cette phase de germination s'est déroulée durant 7 jours. Les résultats font apparaître une haute tolérance de nos graines sous stress salin même d'ordre très élevé.

La deuxième étape, consiste à déterminer le comportement du quinoa en induisant un stress salin par l'application des mêmes concentrations de NaCl utilisées pour l'essai de germination sur les jeunes plantules en phase de croissance âgées de 40 jours durant une semaine. Cette étude a été menée dans des pots dans les conditions semi contrôlés de la serre de l'exploitation, afin de mettre en évidence la réponse morpho-physiologique de la variété GIZA.

Le sel ne semble pas affecter la croissance en hauteur des tiges, des racines, ainsi que la teneur en eau. La teneur relative en eau est par contre stimulée par la salinité. L'accumulation de proline et la teneur en chlorophylle **a,b** et **ab** des feuilles ne traduit également aucun effet négatif du sel, tandis que l'accumulation des sucres solubles totaux a été très hautement significative, ce qui suggère que la variété du quinoa étudiée peut tolérer le sel en accumulant les sucres solubles totaux.

Mots clés: Quinoa, NaCl, germination, paramètres physiologiques, paramètres hydriques.

تأثير الإجهاد الملحي على الانتاش و النمو لـصنفيين من نبات الكينوا (*Chenopodium quinoa* Willd) في المختبر

المخلص

يهدف هذا العمل دراسة تأثير الإجهاد الملحي عن طريق تراكيز مختلفة من كلوريد الصوديوم على عملية الانتاش في المختبر لصنفيين من الكينوا بعض بدراسة الخصائص الفيزيولوجية لهاته الأصناف من الكينوا وإخضاعها للانتخاب المخبري تحت تأثير الإجهاد الملحي للاختبار بين النوعين GIZA و Q102 لنبات الكينوا.

مرحلة الانتاش جرت في ظرف 7 أيام و النتائج أظهرت شدة تحمل بذور نبات الكينوا للإجهاد الملحي حتى مع تراكيز شديدة الملوحة.

المرحلة الثانية لهذا العمل تتضمن تحديد سلوك نبات الكينوا بتفعيل الإجهاد الملحي بتطبيق نفس التراكيز الملحية المستعملة في مرحلة الانتاش على نمو شتلات الكينوا ذات عمر 40 يوما مدة أسبوع واحد. أجريت هذه التجربة بالزراعة في أصص في ظروف شبه مضبوطة في البيت البلاستيكي للمستثمرة الزراعية لأجل توضيح الاستجابة المرفو- فيزيولوجية لصنف GIZA.

الملح لم يؤثر على ارتفاع السوق و الجذور وأيضا محتوى الرطوبة للأوراق بالرغم من تأثير المحتوى النسبي للماء بالأوراق. كما انه لا يظهر أي أثار سلبية للملح على تجمع البرولين وكمية الكلوروفيل **a**، **b**، **ab** , للأوراق في حين أن تراكم السكريات المتعددة القابلة للذوبان يعتبر يأتي نتيجة لتأثير الملح مما يشير إلى أن صنف GIZA المدروس لنبات الكينوا قد يتحمل الملح بتجميع السكريات المتعددة القابلة للذوبان.

الكلمات المفتاحية : الكينوا ، كلوريد الصوديوم ، الإنبات ، المعلمات الفسيولوجية ، معلمات المياه.

Effect of salt stress on the germination and growth of two varieties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) *in vitro*

Abstract

This work consists in studying the influence of salt stress by different concentrations of NaCl (0,75,150,300 and 450mM) on the *in vitro* germination of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) and on certain physiological aspects in order to establish the varietal selection between two varieties GIZA and Q102.

This germination phase took place during 7 days. The results show a high tolerance of our seeds under salt stress even very high order.

The second step is to determine the behavior of quinoa by inducing salt stress by applying the same NaCl concentrations used for the germination test on the 40-day-old growing young seedlings for one week. This study was conducted in pots under semi-controlled conditions of the farm greenhouse, in order to highlight the morpho-physiological response of the GIZA variety.

Salt does not appear to affect growth in stems, roots, and moisture content. Relative water content is stimulated by salinity. Prolina accumulation and leaf chlorophyll **a**, **b**, and **ab** content also reflect no negative effect of salt, while accumulation of total soluble sugars was very highly significant, suggesting that the variety of quinoa studied can tolerate salt by accumulating total soluble sugars.

Key words: Quinoa, NaCl, germination, physiological parameters, water parameters.