

UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Biologiques



Projet de Fin d'Etudes

En vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences biologiques

Spécialité : Biotechnologie Végétale

Thème

Evaluation de l'effet de stress salin sur quelques paramètres morpho-physiologiques et biochimiques sur deux variétés de *Chenopodium quinoa Willd.*

Soutenu le 07 octobre 2020

Présenté par : *ABABSIA Yousra*

NECIR Naoual

Devant le jury composé de :

Présidente *HAMMOUDI R. M.C.A UKM OUARGLA*

Examineur *CHAABENA A. M.A.A UKM OUARGLA*

Encadreur *DJERROUDI O. M.C.A UKM OUARGLA*

Co-encadreur *TELLI A. M.C.B UKM OUARGLA*

Année universitaire 2019/2020

Remerciements

Avant tout nous remercions "Allah" tout puissant qui nous a donné le courage, la volonté et la force pour accomplir ce travail. Merci de nous avoir éclairé le chemin de la réussite.

En préambule à ce mémoire, nous souhaitons adresser nos remerciements les plus sincères aux personnes qui nous ont apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire.

*Nous tenons à remercier chaleureusement **Mme DJERROUDI OUIZA**, en tant que encadreur de mémoire, trésor de savoir et d'expérience, pour son grand soutien au travail.*

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre co-encadreur **Melle TELLI ALIA** pour son aide et ses conseils judicieux afin de nous amener jusqu'au bout de ce mémoire.*

*Nos vifs remerciements à **Melle HAMMOUDIR**. Maître de conférences A d'avoir accepté de présider notre jury.*

*Nous remercions infiniment Mr **CHAABENA** Maitre Assistant classe 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 et pour les efforts et les conseils qu'il a fournis durant notre cursus.*

Nos remerciements iront à toute la famille et surtout nos parents et nous remercions également tous les ami(e) s, et toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin, d'une manière ou d'une autre dans la réalisation de ce travail.

Sommaire

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction	01
Partie I :Etude bibliographique	
Chapitre I : Salinité et végétaux	05
I.2. Catégories de stress.....	05
I.3. Définitions.....	07
I.5. Réponses des plantes au stress salin.....	07
Chapitre II : Biologie et biochimie de <i>Chenopodium quinoa willd</i>	12
II.1. <i>Chenopodium quinoa willd</i> en Algérie.....	12
II.2. Biologie de quinoa	12
II.3. Biochimie de quinoa	16
Partie II : Résultats et discussion	
Chapitre I : Matériel et Méthodes	19
I.1. Matériel.....	19
I.2. Expérimentation 01 : Effet de stress salin (NaCl) sur la germination de deux variétés de quinoa (GIZA et Q102)	20
I.3. Expérimentation 02 : Effet de stress salin (NaCl) sur la morphologie et la biochimie de deux variétés de quinoa (GIZA et Q102)	21
I.4. Paramètres étudiés.....	25
Chapitre II : Résultats et discussion	33
II.1. Effet du stress salin (NaCl) sur la germination des deux variétés de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd (GIZA et Q102)	33
II.2. Discussion.....	39
II.3. Effet du stress salin sur les paramètres de croissance de deux variétés de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd (GIZA et Q102)	41
II.4. Discussion.....	51
Conclusion et perspectives	57
Références bibliographiques	60
Annexe	70

Liste des figures

Figure 1: Diagramme schématique montre les voies de la toxicité du stress salin et ses diverses stratégies de tolérance chez les plantes (Parihar et al., 2015).	6
Figure 2: Stratégies d'adaptation au stress salin (Ben Yahmed, 2013).	8
Figure 3: Plante de quinoa (IRD).	13
Figure 4: Graines de quinoa (GIZA et Q102).	19
Figure 5: Germination des graines de GIZA et Q102.	20
Figure 6: Transplantation des jeunes plantules de quinoa âgées de 8 jours.	22
Figure 7: Plantules de quinoa au stade levée 4 feuilles (âgée de deux semaines).	22
Figure 8: Première application des traitements (SN, 200mM, 400mM, 600mM de NaCl) sur les plantules de quinoa âgées de 24 jours (stade six feuilles).	23
Figure 9: Plantules de quinoa (GIZA et Q102) âgées de 24 jours (pendant la première application de stress salin).	24
Figure 10: Méthodologie globale	32
Figure 11: Variations du taux de germination final (TGF %) des graines des deux variétés de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des concentrations salines (NaCl).	33
Figure 12: Variations de la vitesse de germination journalière (VGJ) des graines de la variété GIZA sous l'effet des traitements salins (NaCl) en fonctions du temps.	35
Figure 13: Variations de la vitesse de germination journalière (VGJ) des graines de la variété Q102 sous l'effet des traitements salins (NaCl) en fonctions du temps (jours).	36
Figure 14: Variation de la valeur germinative des graines du quinoa (GIZA et Q102) en fonctions des traitements salins.	37
Figure 15: Variations de la hauteur de la tige principale (cm) de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salins (NaCl) après six semaines d'application de stress.	41
Figure 16 : Variations de la longueur de la racine (cm) de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salins (NaCl) après six semaines d'application de stress.	43
Figure 17 : Variations de rapport entre la partie aérienne et la partie souterraine des deux variétés de quinoa (GIZA et Q102) en fonction du traitement salin (NaCl) après six semaines d'application de stress.	44
Figure 18: Variations de la biomasse fraîche des plantes de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salins (NaCl) après six semaines d'application de stress.	46
Figure 19 : Variations du poids frais des panicules (g) de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salins (NaCl) après six semaines d'application de stress (phase de maturation).	48
Figure 20: Variations de l'indice de sensibilité relative au sel (I.S.R.S) au stress salin des plantes de quinoa (GIZA et Q102) traitées au NaCl durant six semaines.	50
Figure 21: Etapes d'échantillonnage des feuilles.	70
Figure 23: Mesure des poids frais des panicules des plantes de quinoa âgées 110 jours.	72
Figure 22: Mesure de la longueur de tige et racine des plantes de quinoa âgées 110 jours.	72

Liste des tableaux

Tableau 1: Classification du quinoa.	12
Tableau 2: Phénologie de quinoa (Mujica et Canahua, 1989).....	14
Tableau 3: Caractérisations des métabolites primaires et secondaires du quinoa.	16
Tableau 4: Irrigation par les solutions salines pour une semaine.	22
Tableau 5: Calendrier d'échantillonnage des feuilles.....	25
Tableau 6: Composition de solution nutritive « Hoagland » pour 500 ml.	71
Tableau 7: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le TGF% de la variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (TGF%)).	73
Tableau 8: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le TGF% de la variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (TGF%)).	73
Tableau 9: Analyse de la variance à deux facteurs (variété et traitement) des résultats de taux de germination. Sum of Squares (TGF%).	73
Tableau 10: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre «TGF%».	73
Tableau 11: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre « TGF%».	73
Tableau 12: Classification des taux de germination des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes pour différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre «TGF%».	73
Tableau 13: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la VGJ chez la variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (VGJ)).	74
Tableau 14: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la VGJ chez la variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (VGJ)).	74
Tableau 15: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur la VGJ des graines des variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (VGJ)).	74
Tableau 16: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VGJ ».	74
Tableau 17: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VGJ ».	74
Tableau 18: Classification des VGJ des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes pour différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VGJ ». .	74
Tableau 19: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la V de la variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (VG)).	75
Tableau 20: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la VG de la variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (VG)).	75
Tableau 21: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur la VG des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (VG)).	75
Tableau 22 : Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VG ».	75

Tableau 23 : Classification des VGJ des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes pour différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VG ».	75
Tableau 24: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la hauteur de tige principale de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (Hauteur de tige principale cm)).	76
Tableau 25: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la hauteur de tige principale de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (Hauteur de tige principale cm)).	76
Tableau 26: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; et variétés et de l'interaction ; variété/traitement sur la hauteur de tige principale des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (Hauteur de tige principale cm)).	76
Tableau 27: Variation de la hauteur de la tige principale des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « Hauteur de la tige principale ».	76
Tableau 29: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur longueur des racines de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (longueur des racines cm)).	77
Tableau 28: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur longueur des racines de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (longueur des racines cm)).	77
Tableau 30: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; de variété et de l'interaction ; variété/traitement sur longueur des racines des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (longueur des racines cm)).	77
Tableau 31: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «longueur des racines».	77
Tableau 32: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «longueur des racines ».	77
Tableau 33 : Variation de la longueur des racines des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre «longueur des racines».	77
Tableau 34: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur rapport rapport (Tige/Racine) de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (rapport (Tige/Racine))).	78
Tableau 35: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur rapport (Tige/Racine) de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (rapport (Tige/Racine))).	78
Tableau 36: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur le rapport (Tige/Racine) des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (Tige/Racine)).	78
Tableau 37: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « rapport tige/racine ».	78
Tableau 38: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « rapport tige/racine ».	78

Tableau 39: Variation de rapport (tige/racine) des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «rapoort Tige/Racine».	78
Tableau 40: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la biomasse fraiche des plantes de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (Biomasse fraiche des plantes g)).	79
Tableau 41: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la biomasse fraiche des plantes de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (Biomasse fraiche des plantes g)).	79
Tableau 42: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de le facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur la biomasse fraiche des plantes des variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (Biomasse fraiche des plantes g)).	79
Tableau 43: Variation de la biomasse fraiche des plantes des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «Biomasse fraiche des plantes».	79
Tableau 44: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « Biomasse fraiche des plantes g ».	79
Tableau 45: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le poids des panicules frais des plantes de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (Poids frais des panicules g)).	80
Tableau 46: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le poids des panicules frais des plantes de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (Poids frais des panicules g)).	80
Tableau 47: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; de variété et de l'interaction ; variété/traitement sur le poids frais des panicules des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Analyse Type I Sum of Squares (Poids frais des panicules g)).	80
Tableau 48: Variations de poids fraiche des panicules des plantes des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «Poids fraiche des panicules g».	80
Tableau 49: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «Poids fraiche des panicules g ».	80
Tableau 50: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur I.S.R.S.de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (I.S.R.S.)).	81
Tableau 51: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur I.S.R.S. de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (I.S.R.S.)).	81
Tableau 52: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur l'indice de sensibilité relative au sel chez les deux variétés étudiées.	81

Liste des abréviations

BP : Before present

cm : Centimètre

CR : Capacité de rétention

F.A.O: Food and Agriculture Organization. (Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture).

g : Gramme

ha : Hectare

INRAA : Institut National des ressources Agricoles

ITDAS : Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne

mM : Millimole

NaCl : Chlorure de Sodium

ROS : Reactive oxygen species (Espèces réactives de l'oxygène)

SN : Solution nutritive

TGF : Taux de germination final

VG : Valeur de germinative

VGJ : Vitesse de germination journalière

I.S.R.S : Indice de sensibilité relative au sel

Introduction

Introduction

Introduction

Dans le monde entier la production agricole peut être limitée par une diversité de stress abiotiques, notamment la salinité (**Jayakannan et al., 2015**). Environ 800 millions d'hectares des terres sont affectés par le sel, ce qui représente 6% de la superficie totale des terres de la planète et 20% de la superficie cultivée dans le monde (**Jyothi-Prakash, 2015 ; Djerroudi, 2017**).

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, dont une grande partie des régions agricoles se caractérise par un climat aride et semi-aride, est touchée par le problème de salinité. Dans les zones arides, les sols sodiques représentent environ 25 % de la surface cartographiée (**Halitim, 1985**). Selon **Szabolcs (1994)**, un milliard d'hectare est menacé dans le monde, dont 3,2 millions d'hectares dans ce pays (**Belkhodja et Bidai, 2004**).

De nombreux travaux ont montrés que l'accumulation de sel dans les sols affecte la germination, la croissance des semis, la phase végétative, la floraison et la fructification, ce qui entraîne une diminution des rendements et la qualité de la production (**Parida et Das, 2005**). Ce qui résulte d'un certain nombre de dysfonctionnements physiologiques et biochimiques dans les plantes cultivées sous stress salin (**Singh et al., 2015**). Cette contrainte affecte la disponibilité hydrique et réduit le taux de la respiration (**Cramer et al., 2013**), la distribution des sels minéraux (**Babu et al., 2012**) et les variations de la pression de turgescence (**Shabala et Munns, 2012**).

Ainsi, les plantes déclenchent des mécanismes hormonaux, physiologiques et biochimiques soit en tolérant ou en résistant à cette contrainte (**Eraslan et al., 2015**).

La réponse au sel des espèces végétales dépend de l'espèce elle-même, de sa variété, de la concentration en sel, des conditions de culture et du stade de développement de la plante (**Mallek-Maalej et al., 2004**).

Introduction

Pour pallier à cette contrainte environnementale, diverses stratégies peuvent être adoptées, à savoir l'application des techniques de drainage des sels en excès. Cependant, ces méthodes sont très coûteuses et exigent un volume d'eau important pour lessiver ces sels.

Comme le problème de salinité devient de plus en plus sévère, l'identification des 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 (**Slama, 2006**). Ces cultures alternatives adaptées aux conditions de salinité modérée sont requises en les introduisant avec les cultures moins tolérantes à la salinité. Ces cultures tolérantes telles que le quinoa (*Chenopodium quinoa*) peuvent fournir une alternative logique pour de nombreux pays en développement comme l'Algérie.

L'année 2013 a été déclarée "Année internationale du quinoa" par les Nations unies, dont l'objectif principal était d'appeler l'attention du monde sur la contribution potentielle de ce grain d'or à la sécurité alimentaire (**FAO, 2015**).

En Algérie, les essais d'introduction du quinoa sont effectués au niveau des stations expérimentales des institutions de recherche et développement relevant du secteur de l'agriculture. Dont le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) représente une alternative très encourageante pour faire face au problème de la salinité, puisqu'il s'agit d'une culture qui tolère le sel, tout en maintenant un rendement élevé.

Il est signalé que le quinoa est l'une des rares plantes cultivées qui attire l'attention en raison de la culture sous des niveaux de salinité élevés. À cet égard, certains géotypes de quinoa peuvent se développer et produire dans des concentrations de sel similaires à celles trouvées dans l'eau de mer (**Jacobsen et al., 2001**).

Une raison supplémentaire pour attirer l'attention de la culture du quinoa dans le monde entier est sa valeur nutritionnelle extraordinaire, car ses céréales ont un excellent équilibre en glucides, lipides et protéines de qualité exceptionnelle, mieux équilibrée en termes de composition en acides aminés que celle de la plupart des céréales (**Tapia, 2000**).

L'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) a signalé que le quinoa est plus proche de l'équilibre protéique idéal que tout grain étant au moins égal au lait en qualité protéique (**Pappier et al., 2008**). De plus, les grains fournissent une riche source d'une large gamme de minéraux (Ca, P, Mg, Fe et Zn), de vitamines (B1, B2, C et E) et d'antioxydants naturels (**Abugoch et al., 2009 ; Koyro et Eisa, 2008**).

Introduction

Par conséquent, le quinoa en tant qu'halophyte facultatif avec une qualité nutritionnelle exceptionnelle pourrait être un candidat prometteur des halophytes des cultures commerciales pour augmenter la valeur économique des zones pauvres en sel dans les régions arides et semi-arides de la côte sud de la mer Méditerranée. Cependant, la limite de tolérance à la salinité du quinoa varie entre les écotypes et les cultivars (**Adolf et al., 2012 ; Bonales-Alatorre et al., 2013**). En général, les variétés provenant de la zone affectée par le sel sont plus adaptées aux conditions salines que celles issues de la zone non saline (**Shabala et al., 2013**).

Comme les autres halophytes, le quinoa emploie des stratégies élaborées pour résister aux défis osmotiques (**Biondi et al., 2016**). D'après **Adolf et al., (2013)**, cette espèce possède des mécanismes de résistance encore inconnus, ce qui pourrait aussi expliquer la robustesse du quinoa vers le stress des métaux lourds (**Pitzschke, 2016**).

Ces caractéristiques et bien d'autres en font une culture attrayante pour les régions arides et semi-arides. Dans ce travail vise à répondre aux questions de recherches suivantes :

-Comment les deux variétés étudiées (**GIZA et Q102**) de *Chenopodium quinoa* Willd se comportent à différents niveaux de salinité à la phase de germination et la croissance ?

-Quels sont les réponses morphologiques, physiologiques et biochimiques de la plante sous l'influence de la salinité ?

-Est-ce-qu' il y a une différence entre les comportements des deux variétés vis-à-vis le stress salin ?

Cette recherche est divisée en deux parties distinguées :

- La première partie est consacrée à une synthèse bibliographique concernant le thème de travail, en l'occurrence la salinité et les végétaux et la biologie et la biochimie de *Chenopodium quinoa* Willd.

- La deuxième partie est réservée à une étude expérimentale qui comporte le chapitre matériel et méthodes suivie dans la réalisation de ce travail.

- Les résultats obtenus et leur discussion sont présentés dans le deuxième chapitre qui sera finalisé par une conclusion et des perspectives.

**Partie I : Etude
bibliographique**

Chapitre I : Salinité et végétaux

I.1.1. Qu'est-ce qu'un stress ?

Un stress est défini comme toute contrainte externe abiotique (salinité, chaleur, eau, etc.) ou biotique (herbivore) qui limite le taux de photosynthèse et réduit la capacité d'une plante à convertir l'énergie en biomasse (**Grime, 1977**). Donc, c'est l'ensemble des conditions qui induisent des changements de processus physiologiques conduisant éventuellement à des dommages, des blessures, l'inhibition de croissance ou de développement (**Menacer, 2007**).

I.1.2. Catégories de stress

On distingue deux grandes catégories de stress selon le facteur induisant :

a) Biotique : imposé par les organismes vivants (insectes, herbivores, microorganismes,....etc.).

b) Abiotique : provoqué par un défaut ou excès de l'environnement physicochimique comme la sécheresse, les températures extrêmes et la salinité.

I.1.3. Définitions

Salinité

La salinité est définie selon plusieurs chercheurs comme la présence d'une concentration excessive de sels solubles dans le sol ou dans l'eau d'irrigation (**Baiz, 2000**). C'est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité (**Allakhverdiev et al., 2000 in Bouzid, 2010**). La salinité élevée des sols due essentiellement au chlorure de sodium affecte le tiers des terres irriguées à l'échelle mondiale et constitue un facteur limitant prépondérant de la production végétale dans les zones arides (**Hasegawa et al., 1986 in Ndeye Thioro, 2000**).

Stress salin

Le stress salin est une brusque augmentation de la concentration en sels qui conduit d'une part, un afflux plus élevé d'ions dans la cellule suite à la chute de la concentration du milieu externe, d'autre part, à une perte d'eau par voie osmotique. Il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec" (**Tremblin, 2000**). Une abondance de sels dissous s'observe bien sûr en milieu marin, mais aussi dans beaucoup de milieux terrestres (**Ben Hebireche et Djafour, 2011**).

I.1.4. Conséquences et effets du stress salin sur les plantes

I.1.4.1. Mécanismes de la toxicité du stress salin

La salinité constitue un facteur limitant non négligeable pour l'agriculture mondiale (**Hillel, 2000**). L'effet de la salinité se manifeste généralement chez la plupart des plantes cultivées par une réduction de leur croissance et de leur développement (**Munns et al., 1983**).

Cet effet néfaste se traduit par des changements morphologiques, physiologiques, biochimiques et moléculaires qui affectent négativement la croissance et la productivité végétale (Ashraf et Harris, 2004).

D'après Munns et Tester (2008) ; Shabala et Cuin (2008), les effets néfastes de la salinité sur les cultures ont de multiples facettes et comprennent :

- Une réduction de la quantité d'eau disponible, due à l'effet osmotique engendré par la forte concentration des sels solubles dans le milieu racinaire.
- Une toxicité ionique résultant de l'accumulation de Na^+ et de Cl^- .
- Un stress oxydatif résultant d'une production en surcharge d'espèces réactives de l'oxygène (ROS).
- Un déficit aigu en K^+ dû à une fuite massive de K^+ à travers les cellules dépolarisées (Figure 1).

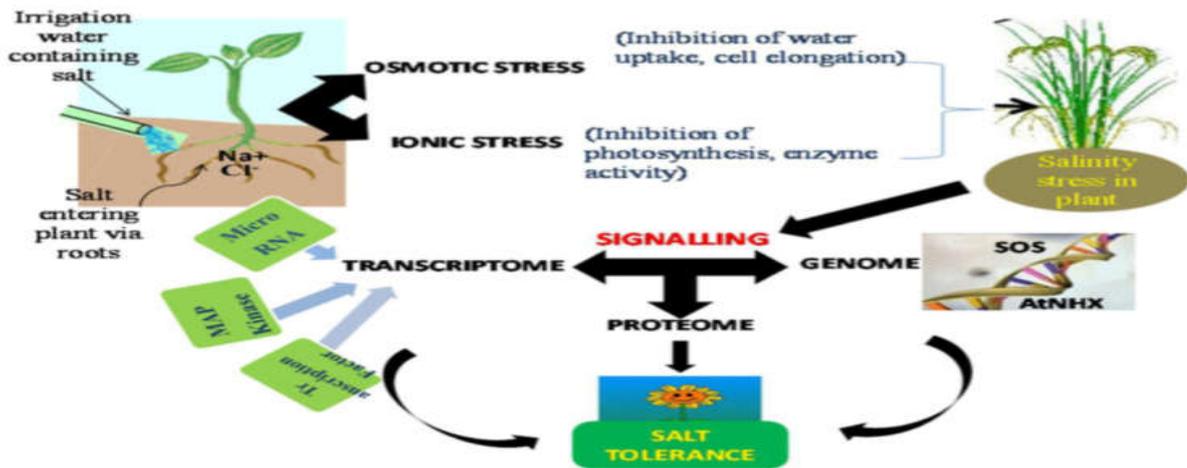


Figure 1: Diagramme schématique montre les voies de la toxicité du stress salin et ses diverses stratégies de tolérance chez les plantes (Parihar *et al.*, 2015).

I.1.4.2. Effets de stress salin sur les plantes

I.1.4.2.1. Sur la germination

La plupart des plantes sont plus sensibles à la salinité durant leurs phases de germination et de levée (Maillard, 2001). La salinité agit également sur la germination en ralentissant sa vitesse, ce qui expose plus les semences en risque (Slama, 2004). La germination des graines d'halophytes est fortement baisée ou totalement inhibée sous les fortes concentrations (600mM NaCl), alors que pour d'autres n'inhibe pas totalement la germination des graines d'*Atriplexhalimus* et *Atriplex canescens* (Djerroudi, 2017).

I.1.4.2.2. Sur la croissance et le développement

La salinité est une contrainte majeure qui affecte la croissance et le développement des plantes (**Bouaouina et al., 2000**). L'augmentation de la concentration en Na^+ s'accompagne d'une réduction de la concentration en Mg^{2+} , K^+ , N, P et Ca^{2+} dans la plante (**Levitt, 1980**). Ce déséquilibre nutritionnel peut causer des réductions de croissance en présence de sel lorsque des ions essentiels deviennent limitant (**Soltani, 1988 in : Haouala et al., 2012**). Les effets osmotiques du stress salin peuvent également limiter la croissance des racines, ce qui limite les possibilités d'absorption des éléments nutritifs du sol, réduire la vitesse de l'expansion de la surface foliaire ce qui conduit à l'arrêt de l'expansion si la concentration du sel augmente (**EL youssfi, 2013**), et diminuer la biomasse sèche et fraîche des feuilles, tiges et racines (**Chartzoulakis et klapaki, 2000**).

I.1.4.2.3. Sur la biochimie et le métabolisme

Le stress salin induit une perturbation de la composition lipidique et protéique au niveau de la membrane cellulaire, affectant ainsi sa stabilité (**Alem et Amri, 2005**). Les sols salins peuvent imposer des effets spécifiques ioniques sur les plantes parce que les fortes concentrations d'ions (Na^+ , Cl^- et SO_4^-) accumulés dans les cellules, agissent en désactivant des enzymes, en inhibant la synthèse des protéines ou en favorisant le dépliage menant à la dénaturation des protéines et en affectant la photosynthèse (**Räsänen, 2002**).

I.1.5. Réponses des plantes au stress salin

I.1.5.1. Réponses adaptatives

I.1.5.1.1. Réponses morphologiques

La salinité est connue pour affecter de nombreux aspects des plantes et d'induire de nombreux changements dans leur morphologie. La morphologie et la structure des halophytes sont adaptées dans le sens de l'économie d'eau ; les caractères liés à cette adaptation sont une cuticule épaisse, des stomates rares (**Heller et al., 1998**) et des cellules à grandes vacuoles permettant de stocker le NaCl (**Garza Aguirre et al., 2015**). Ces adaptations jouent un rôle crucial dans la conservation de l'eau pour la croissance des plantes vivant dans des milieux salins.

I.1.5.1.2. Réponses physiologiques

La tolérance à la contrainte saline est associée à des caractéristiques physiologiques essentielles. En effet, selon **Djerroudi (2017)** cette tolérance est basée sur :

- une utilisation efficace des ions Na^+ et Cl^- dans l'ajustement osmotique.
- le maintien de la turgescence.
- une bonne compartimentation vacuolaire de Na^+ et Cl^- au niveau des feuilles.

- une sélectivité d'absorption.
- le transport en faveur de K^+ malgré l'excès de Na^+ dans le milieu de culture.

Pour qu'elles puissent absorber l'eau et continuer leurs fonctionnements vitaux, les halophytes adoptent trois mécanismes essentiels :

a. Compartimentation vacuolaire

La sensibilité des enzymes cytosoliques au sel est similaire chez les glycophytes et les halophytes, ce qui indique que le maintien d'un rapport cytosolique élevé K^+ / Na^+ est une condition essentielle pour la croissance des plantes dans des conditions salines (Glenn et Brown, 1999). La compartimentation est la stratégie la plus efficace pour éviter la toxicité de Na^+ sur des sites métaboliques dans le cytoplasme (Jabnour, 2008) (Figure 02).

En traitant avec le Na^+ , la cellule doit également acquérir le nutriment K^+ . L'ion Na^+ est l'ion inorganique le plus important et aussi une bon source d'osmoticum dans les halophytes pour maintenir l'équilibre osmotique sous des contraintes abiotiques (Zróbek, 2012). Le Na^+ est en concurrence avec K^+ pour l'influx intracellulaire puisque tous les deux sont transportés par des canaux communs présents sur les membranes et, par conséquent, augmentent par la suite l'efflux de K^+ à partir des réserves intracellulaires par rapport à la contrainte de Na^+ plus élevée accumulée à l'extérieur du sel (Zróbek, 2012).

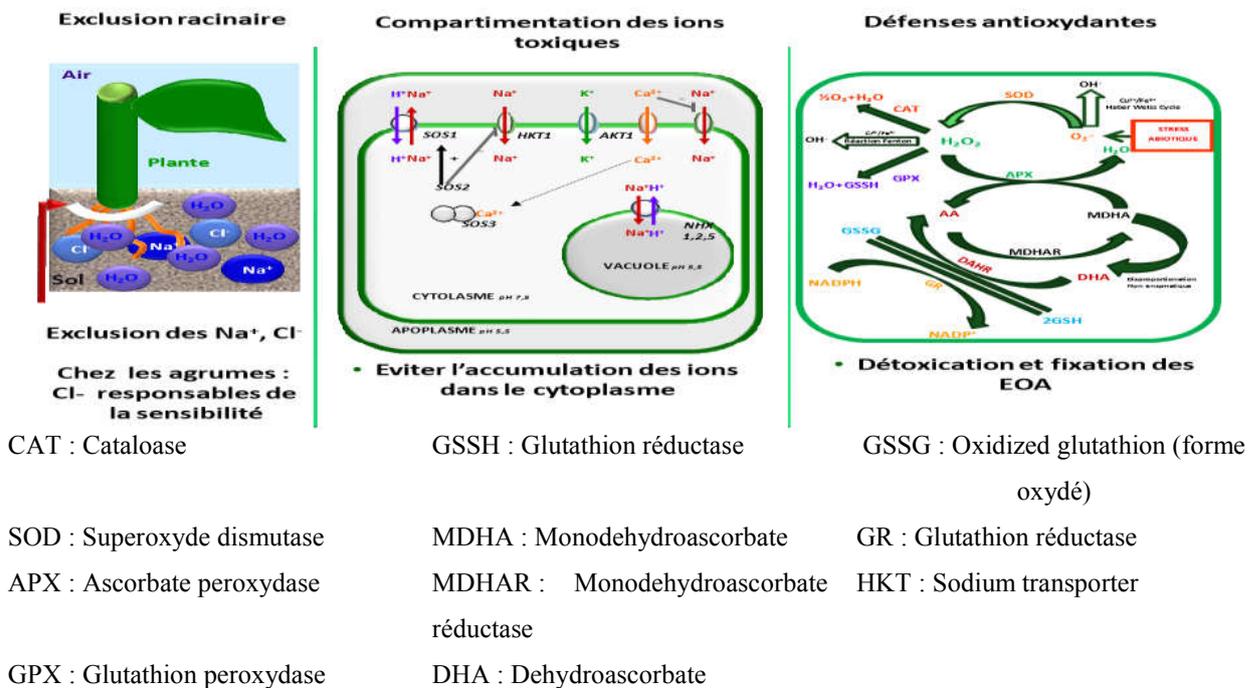


Figure 2: Stratégies d'adaptation au stress salin (Ben Yahmed, 2013).

b. Ajustement osmotique

L'ajustement osmotique en réponse aux stress abiotiques est un mécanisme adaptatif des halophytes pour maintenir leur équilibre hydrique (**Flowers et Colmer, 2008**). L'intérêt croissant qui lui est porté est lié aux différents facteurs : l'ajustement osmotique permet le maintien de nombreuses fonctions physiologiques (photosynthèse, transpiration, croissance...), il peut intervenir à tous les stades du développement et son caractère inductible suggère qu'il n'a pas (ou peu) d'incidence sur le rendement potentiel (**Munns et al., 2006**). Aussi, L'ajustement ionique est un moyen développé par les plantes, afin de réduire et d'équilibrer la concentration d'ions, et par conséquent d'ajuster la pression osmotique au niveau du cytoplasme (**Sairam et Tyagi, 2004**).

Outre, l'accumulation d'ions inorganiques et sa séquestration dans la vacuole, l'équilibre osmotique entre la vacuole et le cytoplasme est également maintenu grâce à la synthèse des solutés organiques pour conserver la stabilité des protéines dans les cellules en réponse à la baisse du potentiel hydrique de l'environnement (**Glenn et Brown, 1999**). Les cellules végétales synthétisent une variété de solutés organiques tels que :

❖ Proline

Parmi les acides aminés pouvant être accumulés, la proline représente l'une des manifestations les plus remarquables des stress hydriques et salin. Elle joue un rôle clé dans la régulation osmotique des plantes soumises à des contraintes hyperosmotique (**Hamdani, 2018**). Son rôle d'osmoticum a été rapporté par de nombreux auteurs. Donc, elle joue un rôle adaptatif dans la tolérance au stress salin (**Ahmad et al., 2012**).

D'après **Pessaraki (2016)**, cette acide aminée contribue à :

- L'ajustement osmotique.
- La détoxification des ROS.
- La protection de l'intégrité de la membrane.

❖ Glycine bêtaïne

La Glycine bêtaïne se produit le plus abondamment en réponse à des conditions de stress abiotique par de nombreux organismes, y compris des bactéries, des cyanobactéries, des algues, des champignons, des animaux et de nombreuses familles de plantes telles que les Chenopodiaceae et Gramineae (**Türkan et Demiral, 2009**). Ce métabolite est principalement localisé dans les chloroplastes et joue un rôle essentiel dans l'ajustement du stroma et la protection des membranes thylacoïdes, maintenant ainsi l'activité photosynthétique (**Jagendorf et Takabe, 2001**).

Glycine bêtaïne a pour rôle de protéger la plante :

- Par l'ajustement du stroma et la protection des membranes thylacoïdes, maintenant ainsi l'activité photosynthétique (**Jagendorf et Takabe, 2001**).
- Elle protège également les membranes contre la déstabilisation induite par la chaleur et les enzymes, comme le RUBISCO, contre le stress osmotique (**Mäkelä et al., 2000**).
- Maintenance de l'équilibre de l'eau entre la cellule végétale et son environnement et la stabilisation des macromolécules (**Tuteja et al., 2012**).
- La réduction de la peroxydation des lipides au cours du stress salin (**Huang, 2016**).

❖ Sucres solubles

Les sucres solubles comme le saccharose, le tréhalose, etc, sont impliqués dans plusieurs processus métaboliques et se comportent comme des signaux moléculaires, de régulation de différents gènes impliqués dans la photosynthèse, le métabolisme du saccharose et la synthèse d'osmolytes (**Hamdani, 2018**). Une forte corrélation a été établie entre l'accumulation des sucres et le niveau de tolérance à la salinité chez plusieurs espèces végétales (**Streeter et al., 2001 ; Tuteja et al., 2012**). Les sucres semblent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique, ils pourraient contribuer à plus de 50% à l'ajustement osmotique des glycophytes soumises aux conditions de salinité (**Farissi et al., 2001**). Sous haute teneur en sel, ces sucres solubles aident également à la chélation du Na^+ avec des granules d'amidon, facilitant ainsi la détoxification (**Tripathi et Müller, 2015**).

c. Systèmes de défense par les antioxydants

Les plantes possèdent des antioxydants (de nature non enzymatique) de faible masse moléculaire, tels que les composés phénoliques, les flavonoïdes, les anthocyanes et l'acide ascorbique (**Ashraf, 2008**) afin d'assurer la détoxification et la fixation des EOA (**Joseph et Jini, 2011**). Ce système est activé par les fortes concentrations de ces radicaux oxygénés au niveau cellulaire (**Ahmadizadeh et al., 2011**).

Les principales enzymes de détoxification sont la SOD, la CAT, l'APX et la GR (Glutathion Reductase), MDHAR (Monohydroascorbate Reductase), DHAR (Deshydroascorbate Reductase), GPX (Glutathion Peroxydase) (**Gill et Tuteja, 2010**). Ces enzymes sont localisées dans différents compartiments de la plante (**Joseph et Jini, 2011**). La plupart des halophytes ont montré une efficacité accrue de la machinerie enzymatique antioxydante, éliminant ainsi les niveaux de ROS dans une plus grande mesure et maintiennent la survie des plantes dans des conditions stressantes (**Lokhande et Suprasanna, 2012**).

I.1.5.1.3. Réponses génétiques

Les adaptations physiologiques ou métaboliques au stress salin au niveau cellulaire sont les réponses principales soumises à des analyses moléculaires et qui ont conduit à l'identification d'un large nombre de gènes induits par le sel (**Shinozaki et al., 1998 in Parida et Das, 2005**).

I.1.5.2. Comportement des plantes vis-à-vis le stress salin

Les plantes développent plusieurs stratégies pour limiter le stress salin, qui diffèrent selon la catégorie de la plante (**Berthomieu et al., 2003**). Deux types de comportement ont pour effet d'éviter la saturation en sel : « incluser » et « excluser » sont distingués (**Munns et Tester, 2008**). Les plantes « incluser » résistantes au *NaCl*, accumulent le Na^+ dans les feuilles où il est séquestré soit dans la vacuole, l'épiderme foliaire, les limbes âgés... (**Djerroudi, 2017**). Les plantes « excluser » sont généralement sensibles à la salinité et sont incapables de contrôler le niveau de Na^+ dans le cytoplasme (**Munns, 2005**).

Chapitre II : Biologie et biochimie de *Chenopodium quinoa willd*

I.2.1. *Chenopodium quinoa willd* en Algérie

D'après FOA (2016), l'introduction de la culture du quinoa en Algérie ouvre de grandes perspectives de développement. Selon des scientifiques, l'intérêt de cette plante réside dans sa capacité de résistance face à des conditions climatiques extrême (sécheresse, pauvreté des sols, salinité) soulignant son efficacité dans la lutte contre la désertification d'autant plus que le quinoa se développe dans un milieu aride où il pourrait même donner des rendements acceptables (Bousselaoui, 2018). Selon l'ITDAS (2017), le quinoa a été introduit en Algérie depuis l'année 2014, cette plante est cultivée à titre expérimental dans huit sites de quatre institutions ayant différentes caractéristiques agro-écologiques.

Tableau 1: Classification du quinoa.

I.2.2. Biologie de quinoa

<p>Nom botanique : <i>Chenopodium quinoa Willd.</i></p> <p>Famille : Amaranthaceae</p> <p>Nom commun : English: quinoa, quinua, Français : quinoa, quinua , Arabe : كinoa, كينوا</p>

Le quinoa est une plante dicotylédone, angiosperme de la famille des Amaranthaceae. Depuis 2009, Une nouvelle classification dite phylogénétique (APG III) range le quinoa dans la famille des Amaranthaceae, mais la référence la plus utilisée est la classification de Cronquist (1981) (Tableau 1).

Classification de Cronquist (1981)	
Règne	<i>Plantae</i>
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsidae
Sous- classe	Caryophyllidae
Ordre	Caryophyllales
Famille	Chenopodiaceae
Genre	Chenopodium
Classification APG III (2009)	
Ordre	Caryophyllales
Famille	Amaranthaceae
Nom binomiale :	
<i>Chenopodium quinoa</i> Willd., 1798	

I.2.2.1. Description botanique

La plante montre une grande diversité génétique et donc morphologique d'une variété à l'autre, mais aussi à l'intérieur d'une même variété. Verte, orange, rose, rouge ou pourpre, tachetée ou non ... les couleurs de la tige, des feuilles, des épis et des graines varient considérablement (**Figure 3**). Les mesurent de 50 cm à 1.50 m de haut en fonction de la variété, mais aussi des conditions de croissance. Les graines, principale partie comestible de la plante, peuvent être de trois formes différentes : conique, cylindrique ou ellipsoïde (**Winkel, 2009**). La tige, cylindrique au niveau du collet et anguleuse plus haut, contient une moelle de texture tendre chez les jeunes plantes, devenant spongieuse et creuse à maturité, avec une écorce ferme et compacte (**Del Castillo et al., 2008**).



Figure 3: Plante de quinoa (IRD).

Les feuilles d'une même plante sont nettement polymorphes, celles de la tige principale était plus longues que celles des ramifications. Les feuilles, alternes, ont un limbe en forme de losange, de triangle ou lancéolé, plat ou onduleux, charnu et tendre (celles de jeunes plantes se consomment comme légume). Le nombre de dents ou de lobes des feuilles serait une caractéristique variétale (**Del Castillo et al., 2008**).

Le quinoa présente des fleurs hermaphrodites disposées en inflorescence en grappes, considérées comme de faux épis (panicules). Le fruit est un akène, de forme cylindrique à lenticulaire, dans lequel l'embryon périphérique entoure le périsperme central (tissus de réserve) et se trouve couvert par le péricarpe et deux assises tégumentaires (**Del Castillo et al., 2008**).

I.2.2.2. Caractères écologiques

Le quinoa a la capacité de s'adapter aux effets indésirables des conditions environnementales, telles que le froid et la sécheresse. Ses graines ne présentent pas de dormance et elles germent lorsque les conditions sont favorables, même sur la plante elle-même, bien que, dans la nature, elles peuvent rester dans le sol pendant deux à trois ans sans germination. Le climat de la culture traditionnelle de quinoa s'étend de lat. 8°N à lat. 30°S. Elle s'adapte à différentes conditions d'humidité, altitude et topographie (**Hernandez et Leon, 1992**).

I.2.2.3. Phénologie de quinoa

Selon **Lebon Vallet(2008)** ; plusieurs échelles de développement ont été décrites pour le quinoa, telles que celle de **Espindola (1992)** en neuf phases, ou celle de **Mujica et Canahua (1989)** en 12 phases, C'est cette dernière que nous avons choisi de présenter ici. Les durées indiquées de chaque phase sont des nombres de jours moyens. Un stade est atteint lorsque 50 % des plantes sont à ce stade, les différents stades sont illustrés dans le **tableau (2)**.

Tableau 2: Phénologie de quinoa (Mujica et Canahua, 1989).

	<p>• Levée</p> <p>Elle correspond à la sortie de la plantule et au déploiement des feuilles cotylédonaires (germination épigée). Elle se produit entre sept et dix jours après le semis, en conditions de germination optimales.</p>
	<p>• Deux feuilles vraies</p> <p>Les deux premières feuilles vraies apparaissent 15 à 20 jours après le semis conjointement à une croissance rapide des racines. Elles sont de forme rhomboïdale au contraire des feuilles cotylédonaires lancéolées. Elles sont très sensibles aux attaques d'insectes.</p>
	<p>• Six feuilles vraies</p> <p>L'apparition de la troisième paire de feuilles vraies se produit 35 à 45 jours après le semis, alors que les feuilles cotylédonaires commencent à se flétrir. L'apex végétatif est nettement protégé par les feuilles les plus âgées, en particulier lorsque la plante est soumise à un stress (thermique, hydrique ou salin).</p>
	<p>• Ramification</p> <p>A partir du stade huit feuilles, soit 45 à 50 jours après le semis, on peut observer pour les variétés qui ramifient la présence de bourgeons axillaires jusqu'au troisième nœud. Les feuilles cotylédonaires, jaunies tombent et laissent une cicatrice sur la tige. L'inflorescence n'est pas encore visible, recouverte et protégée par les feuilles.</p>
	<p>• Début de formation de la panicule</p> <p>L'inflorescence commence à apparaître à l'apex de la plante au bout de 55 à 66 jours, entourée d'une agglomération de feuilles de toute petite taille qui la recouvrent encore en partie parallèlement, la première paire de feuilles vraies jaunit et n'est plus photo-synthétiquement active. La tige s'allonge et son diamètre augmente.</p>
	<p>• Panicules</p> <p>L'inflorescence est désormais clairement visible au-dessus des feuilles, ainsi que les glomérules qui la composent. Des boutons floraux individualisés apparaissent, 65 à 70 jours après le semis (Delcastillo et al, 2008).</p>
	<p>• Début de floraison</p> <p>Les premières fleurs s'ouvrent 75 à 80 jours après. La plante commence à être plus sensible au froid et à la sécheresse.</p>

	<p>• Floraison L'ouverture de 50 % des fleurs de l'inflorescence se produit aux environs du 90^{ème} ou 10^{ème} jour. Cette observation doit se faire à la mi-journée, les fleurs se refermant pendant la nuit, C'est durant cette phase que la plante est la plus sensible aux gelées. Les feuilles inférieures, flétries, tombent.</p>
	<p>• Grain laiteux La graine est qualifiée de laiteux 100 à 130 jours après le semis, car un liquide blanchâtre en sort lorsqu'une pression est exercée sur le fruit. Un déficit hydrique pendant cette phase peut entraîner une forte diminution du rendement.</p>
	<p>• Grain pâteux L'intérieur des fruits devient d'une consistance pâteuse, toujours de couleur blanche, 130 à 160 jours après le semis.</p>
	<p>• Maturité physiologique La graine, plus résistante à pression, est à maturité au bout de 160 à 180 jours, avec une teneur en eau inférieure à 150. Pendant le remplissage des grains depuis la floraison, la plupart des feuilles ont jauni et sont tombées si bien que la défoliation est presque complète à maturité.</p>

I.2.2.4. Résistance de la plante

La large distribution géographique de la culture de quinoa, témoigne de sa grande faculté d'adaptation, qui a dû développer divers mécanismes de défense afin de résister à la sécheresse fréquente, au gel, à la grêle, au vent, au sel ; mais aussi aux différentes maladies, parasites et ravageurs s'attaquant aux cultures.

I.2.2.4.1. Résistance à la sécheresse

Bien que le quinoa présente divers mécanismes de résistance au stress hydrique, la sécheresse reste un des facteurs les plus courants de baisse des rendements en grain, même si des sécheresses modérées en début de cycle peuvent avoir un effet positif d'endurcissement des plantes (**Bosque et al., 2003**). La résistance à la sécheresse met en jeu différents mécanismes morphologiques, anatomiques, phénologiques et biochimiques.

I.2.2.4.2. Résistance au froid

Plusieurs cultivars de quinoa sont adaptés aux basses températures (**Mujica et al., 2001**). L'effet du gel sur la plante diffère selon son intensité et sa durée, mais aussi selon les phases de développement où il se produit, l'humidité relative de l'air et le génotype. En effet, s'il est généralement admis que la température minimale limite la croissance pour le quinoa est de -5°C; certaines variétés toléreraient jusqu'à -18°C durant les premiers stades de croissance (**Jael Calla, 2012**).

I.2.2.4.3. Résistance à la salinité

La plus part des variétés de quinoa ont la capacité de se développer dans des milieux où les sols et les eaux d'irrigation peuvent avoir des concentrations en sel non négligeables. Il

semble que les plus tolérantes d'entre elles puissent faire face à des niveaux de salinité aussi élevés que ceux présents dans l'eau de mer (**Hariadi et al., 2016**). **Adolf et al., (2013)** ont identifié les principaux traits relatifs à la tolérance au sel qui sont :

- Un contrôle efficace de l'accumulation de sodium dans le xylème (tissu vasculaire conduisant de l'eau et des nutriments dissous de la racine vers le sommet de la plante, contribuant également à former l'élément ligneux dans la tige) et de la séquestration de sodium dans les vacuoles des feuilles.
- Une plus haute tolérance aux espèces réactives de l'oxygène (molécules de signalisation clés produites en réponse à un stress et déclenchant une variété de réponses de défense des plantes).
- Une meilleure rétention du potassium.
- Un système de contrôle efficace du développement et de l'ouverture des stomates.

I.2.3. Biochimie du quinoa

I.2.3.1. Valeur biologique

Ces dernières années, la valeur nutritionnelle des pseudo-céréales est mise en valeur, et particulièrement celle des graines de quinoa. Les études quantitatives et qualitatives portent non seulement sur la composition et la qualité des nutriments essentiels, mais aussi sur les composés chimiques bioactifs (**Herbilon, 2015**) (**Tableau 3**). Cependant, la variabilité importante des résultats est remarquée qui est la conséquence de la grande diversité des échantillons utilisés et de l'évolution des techniques d'analyse, toujours plus spécifiques (**Herbilon, 2015**).

Tableau 3: Caractérisations des métabolites primaires et secondaires du quinoa.

Métabolites	Quantité et caractéristiques
Protéines	<ul style="list-style-type: none"> - Entre 16 et 20% du poids (Alan, 2011). - Teneur en protéines varie Entre 13,81 et 21,9% (Alan, 2011). - Les principales protéines sont l'albumine et la globuline (Alan, 2011). - Digestibilité très élevée (80%) (Alan, 2011). - Absence de gluten (Dharm, 2019). - Renferment tous les acides aminés indispensables en quantité équilibrée et proches aux quantités recommandées par la FAO (Alan, 2011).
Glucides	<ul style="list-style-type: none"> -Les principaux glucides sont l'amidon (58 à 68%) et les sucres (5%), qui en faire une source d'énergie idéale (Dharm, 2019). -Teneur élevée en fibres alimentaires (Dharm, 2019). -La teneur en glucides de quinoa est comparable à celle de l'orge et de riz (Dharm, 2019).
Lipides	<ul style="list-style-type: none"> - Quantité relativement élevée d'huile (Repo-Carrasco et al., 2001). -Pourcentage très élevé d'Oméga 6 (acide linoléique) (Alan, 2011).
Minéraux	<ul style="list-style-type: none"> - Riches en minéraux comme le calcium, le magnésium et le zinc et les feuilles riches en calcium, en phosphore et en fer (Dharm, 2019). -Une teneur en minéraux influencée par les conditions environnementales et la disponibilité des minéraux dans le sol pendant la croissance des plantes et la nouaison (Dharm, 2019).
Vitamines	<ul style="list-style-type: none"> - Entre (0,29 -0,36%) de thiamine, (0,30-0,32%) de riboflavine, (0,487%) de vitamine B3-6 et (0,18%) de folate (Dharm, 2019). -Les valeurs de niacine sont plus faibles en quinoa (4,604% de niacine présente dans l'orge) (Dharm, 2019).

Métabolites secondaires	Caractéristiques
Composées phénoliques	-Contenu phénolique Total équivalent d'acide gallique (GAE), (71,7 mg GAE/100 g) supérieur à celui du blé (53,1 mg GAE/100 g) et Amarante (21,2 mg GAE / 100 g) (Dharm, 2019).
	-50% de contenu phénolique, 90% de teneur totale en flavonoïdes et 150% de pouvoir réducteur du fer (FRAP) en plus dans le quinoa à graines rouges que les graines jaunes de quinoa (Dharm, 2019).
	-Selon le nombre de cycles phénoliques, les composés phénoliques sont divisés en deux groupes suivants :
	a) Phénols simples
	- 1,11 mg d'équivalent d'acide gallique / g de la teneur totale en phénol et 42,3 mg d'équivalent d'acide gallique / g de la capacité d'absorption des radicaux libres (DPPH - diphényl-P-picrylhydrazyle), (Funtes et Paredes, 2013).
	- Ces concentrations sont bien supérieures à celles trouvées dans les graines de céréales traditionnelles, comme l'orge, le blé et le riz qui présentent respectivement (0,16 mg, 0,36 mg et 2,5 mg d'équivalent d'acide gallique / g) (Djordjevic et al., 2010).
	b) Polyphénols
	-Multiples propriétés, notamment: antioxydant (prévention cardiovasculaire), anti-allergique, anti-inflammatoire, antiviral et anticarcinogénique (Aalinkeel et al., 2008; Khan et al., 2010).
	-Présente 2 types principaux : (Flavonoïdes, tanins). Et ils agissent comme de puissants antioxydants (Repo-Carrasco-Valencia et al., 2010).
	-Les flavonoïdes également analysés comme aglycones.
	-Entre 36,2 à 72,6 mg/100g selon les échantillons, avec une moyenne globale de 58 mg/100g.
	-Les aglycones prédominants sont : la quercétine et le kaempférol; alors que la myricétine et l'isorhamnétine n'ont pas été retrouvés dans toutes les variétés (Repo-Carrasco-Valencia et al., 2010).
	-Environ la moitié des tanins est contenue dans l'enveloppe des graines (Chauhan et al., 1992).
	- 0,53 g/100g de tanins dans les graines de quinoa entières (Chauhan et al., 1992).
	-0,28 g/100g dans le quinoa décortiqué manuellement (Chauhan et al., 1992).
	-0,23 g/100g après lavage des graines avec de l'eau (Chauhan et al., 1992).
Composées terpéniques	-Un groupe des composés triterpénoïdes largement documentés dans le quinoa sont les saponines (Funtes et Paredes, 2013).
	-Situés principalement dans les couches externes du grain (le péricarpe).
	-Ils se caractérisent par un goût amer et la formation de mousse (saponines solubles dans l'eau), ce qui rend le grain fondamentalement désagréable (Brady et al., 2007).
	-La teneur en saponine des graines varie entre les génotypes doux et amer : 0,2–0,4 et 4,7–11,3 g / kg de matière sèche (MS), respectivement (Mastebroek et al., 2000).
	-La plupart des graines de quinoa à forte teneur en saponine sont traitées pour enlever leur couvercle, puis lavées à l'eau ou à la scarification (Abugoch, 2009).

1.2.3.2. Propriétés biologiques et applications fonctionnelles

1.2.3.2.1. Activité anti-oxydante

Les antioxydants naturels jouent un rôle important dans l'inhibition des radicaux libres et des réactions en chaîne oxydatives au niveau des tissus et des membranes (**Nsimba et al., 2008**).

La plupart des composés phénoliques du quinoa possède une activité antioxydant. **Nsimba et al., (2008)** ont évalué l'activité antioxydant de plusieurs extraits de quinoa (cultivés au Japon et en Bolivie) et ont signalé un niveau élevé d'activité antioxydant dans les grains, dépassant même celui de l'amarante. Différentes méthodologies ont été adoptées : oxyde ferrique / potentiel de réduction (FRAP), acide 2,2'-azino-bis (éthylbenzthiazoline-6-sulfonique) (ABTS) et 2,2-diphényl-2-picryl-hydrazyl (DPPH), avec des valeurs de 4,97mmol

Fe²⁺ / kg DM, 27,19 mmoltrolox / kg DM et 38,84mmoltrolox / kg DM, respectivement **(Fuentes et Paredes, 2013)**.

Considérées dans leur ensemble, ces données confirment le potentiel du quinoa en tant que complément alimentaire capable d'enrichir une alimentation normale en fournissant des sources de composés phénoliques naturels aux propriétés antioxydants **(Fuentes et Paredes, 2013)**.

I.2.3.2.2. Activités anti-inflammatoires

Le grain de quinoa est traditionnellement utilisé par le peuple andin comme remède naturel dans le traitement anti-inflammatoire des entorses musculaires, des torsions et des tensions musculaires, en plaçant des cataplasmes à base de grains de quinoa (en particulier le type « noir ») mélangés avec de l'alcool sur les zones touchées **(FAO, 2011)**. La littérature suggère que les saponines de quinoa sont responsables de l'activité anti-inflammatoire **(Mujica, 1994)**.

Compte tenu du potentiel pharmaceutique des saponines triterpéniques, les recherches futures devraient se concentrer sur la caractérisation et l'utilisation des saponines de quinoa pour leur application en tant qu'agents anti-inflammatoires et coadjuvants dans l'absorption de certains médicaments, compte tenu de leur capacité à induire des changements dans la perméabilité intestinale **(Oakenfull et Sidhu, 1990)**.

Partie II :
Etude expérimentale

Chapitre I : Matériel et Méthodes

L'objectif principale de cette étude d'évaluer l'effet de stress salin sur quelques paramètres morpho-physiologiques et le taux de certains métabolites (chlorophylle, composés phénoliques, proline et saccharose) ainsi l'évaluation de l'activité antioxydant de deux variétés de *Chenopodium quinoa* Willd (Q102, GIZA).

II.1.1. Matériel

II.1.1.1. Matériel végétal

Dans cette étude, nous avons utilisé les graines deux variétés de *Chenopodium quinoa* willd, la variété **GIZA** et la **Q102** (**Figure 4**). Ces graines proviennent de l'Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne de Hassi Ben Abdellah (Wilaya de Ouargla).

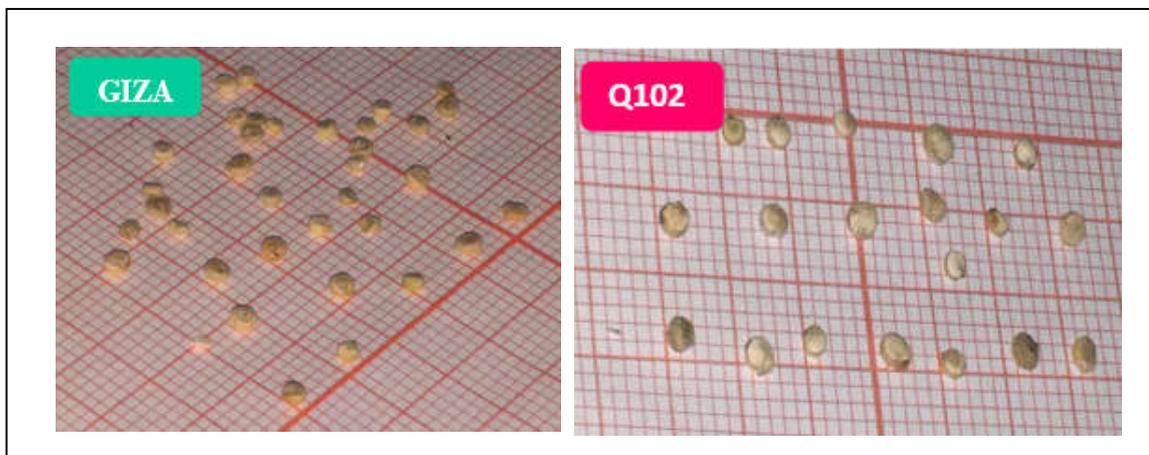


Figure 4: Graines de quinoa (GIZA et Q102).

II.1.1.2. Préparation du matériel végétal

a) **Sélection** : la sélection des graines est effectuée selon les critères suivants :

- La taille
- La forme
- La couleur
- L'état sanitaire de la graine

b) **Désinfection**

Les graines sont préalablement désinfectées à l'hypochlorite de sodium 50% pendant 10 minutes (**Pardo et al., 2000**), puis rincées rigoureusement et abondamment à l'eau distillée pour éliminer toute contamination fongique avant de les semer.

NOTE : Les mêmes graines sont utilisées pour le test de germination et pour la préparation des jeunes plantes dans les pots.

II.1.2. Expérimentation 01 : Effet de stress salin (NaCl) sur la germination de deux variétés de quinoa (GIZA et Q102)

II.1.2.1. Techniques et méthodes

II.1.2.1.1. Solutions préparées

Nous avons préparés quatre solutions salines à base d'NaCl.

- C0 : eau distillée (Témoin) ,0 g de NaCl / l ; équivalent à 0 mM de NaCl /l.
- C1 : 11.68 g de NaCl / l ; équivalent à 200 mM de NaCl /l.
- C2 : 23.36 g de NaCl / l ; équivalent à 400 mM de NaCl /l.
- C4 : 35.06 de NaCl / l ; équivalent à 600 mM de NaCl /l.

II.1.2.1.2. Mise en germination

Après avoir rincé les boîtes de pétri en verre à l'eau de javel, elles ont été mises dans une étuve pour la stérilisation.

Nous avons ensuite déposé les graines avec précaution sur le papier filtre dans les boîtes de Pétri stérilisées, de 9 cm de diamètre et 1.3 cm d'épaisseur. Pour chaque essai, nous avons utilisés 75 graines, soit 25 graines par boîte de pétri (3 répétitions).

Les boîtes de pétri (**Figure 5**) sont arrosées avec une quantité égale à 2 ml soit d'eau distillée pour les témoins ou à partir des différentes solutions salines pour celles traitées. Les boîtes sont fermées pour éviter l'évaporation de l'eau, et sont disposées dans un phytotron réglé à 25°C.

On imbibe à chaque fois que cela est nécessaire avec l'eau distillée pour laisser les graines sécher, aussi bien les graines prétraitées que les témoins. La durée de l'essai a été fixée à la période de germination, qui s'est étalée sur 7 jours.



Figure 5: Germination des graines de GIZA et Q102.

II.1.3. Expérimentation 02 : Effet de stress salin (NaCl) sur la morphologie et la biochimie de deux variétés de quinoa (GIZA et Q102)

II.1.3.1. Site expérimental

L'essai a été réalisé au niveau de la station expérimentale de l'université d'Ouargla dans une serre semi -contrôlée, caractérisé par une température constante tout au long de la journée allant de 28 à 32°C durant la campagne 2019-2020.

II.1.3.2. Lavage du sol et préparation des pots

Le substrat de culture utilisé est le sable pris des dunes provenant de l'exploitation de l'université qui a été d'abord tamisé pour éliminer les débris des végétaux , animaux ; ensuite, lavé à l'esprit de sel pendant 20 minutes, puis rincé plusieurs fois à l'eau filtré et à l'eau distillée et séché à l'aire libre.

Le fond des pots est tapissé avec une couche de gravier de 2 cm (lavé avec l'eau distillée) pour faciliter le drainage, ensuite remplis par le substrat mélangé qui est égale à 2317,2g. Cette valeur de poids est retenue pour déterminer la capacité de rétention de ce substrat et calculer par la suite la quantité d'eau nécessaire à rapporter lors des arrosages (les calculs de capacité de rétention dans l'annexe (1)).

II.1.3.3. Opération culturale

II.1.3.3.1. Semis des graines

Ces derniers sont semées le 10/2/2020 dans des alvéoles puis transplanter dans des pots en plastique le 18 / 02 /2020. Chaque pot contenant le substrat composé par le mélange de sable et de terreau (2V/1V).

II.1.3.3.2. Transplantation des plantules

Après la levée des graines dans les alvéoles, et afin d'assurer le bon développement des plantes, nous avons éliminés les plantules qui ne sont pas bien développer et sélectionnés les plantules qui sont saines, homogènes et dans le même stade (stade 4 feuilles) de développement pour transplanter uniquement trois plantules au niveau des pots puis on laisse juste les deux plus fortes et vigoureuses après leur transplantation (pour éviter la compétition entre eux) (**Figure 6 et 7**).

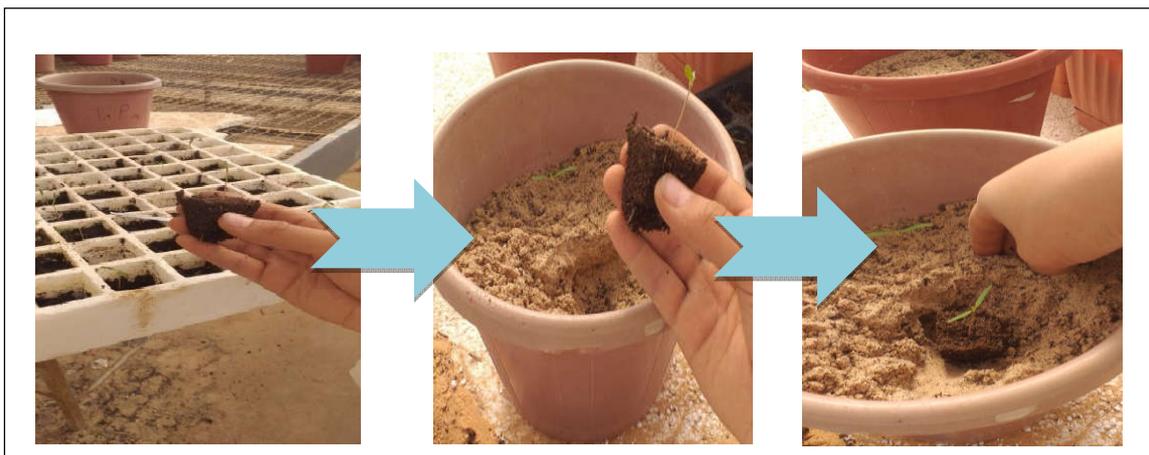


Figure 6: Transplantation des jeunes plantules de quinoa âgées de 8 jours.



Figure 7: Plantules de quinoa au stade levée 4 feuilles (âgée de deux semaines).

II.1.3.3.3. Application de stress

Le stress salin est appliqué sur les jeunes plantes de quinoa âgées de 17 jours (stade 6 feuilles) à 60% de CR pendant 6 semaines selon **Hans-Werner et Sayed Said (2007)**. Le lot T0 est arrosé par la solution nutritive (SN) et les autres lots sont traités aux différentes solutions préparées, en ajoutant du NaCl à la solution nutritive pour atteindre des concentrations de 200, 400 et 600 mM NaCl.

L'irrigation se fait une seule fois par semaine aux différentes solutions préparées (200, 400 et 600 mM NaCl), pendant six semaines (**Tableau 4**).

Tableau 4: Irrigation par les solutions salines pour une semaine.

Témoin	200	400	600	Volume total d'irrigation des deux variétés	Volume total d'irrigation des deux variétés/6 semaines
3L	3L	3L	3L	12L	72 L

II.1.3.3.4. Solutions d'arrosage

La solution nutritive de base, utilisée pour l'arrosage est celle de « Hoagland/ArnonHydroponicRecipe » diluée au 1/1000^{ème}. Il s'agit d'un ensemble des solutions mères de macroéléments et de microéléments dont la composition est rapportée dans le **tableau (6, Annexe 3)**.

Deux types de solutions sont préparés, l'une est une solution nutritive diluée 1/1000^{ème} utilisé (sans sel) pour arroser le témoin et l'autre est une solution saline (NaCl) à base de solution nutritive diluée 1/1000^{ème} à différentes concentrations (200, 400,600mM).

II.1.3.4. Dispositif expérimental

Le dispositif adopté durant notre expérimentation comprend 4 lots (traitements), chaque traitement est répété 5fois pour les deux variétés (GIZA et Q102). Le traitement T0 correspond au témoin et les autres correspondent aux différents traitements appliqués. Les pots sont disposés aléatoirement et subissent des rotations au fur et à mesure.

II.1.3.5. Période d'irrigation

Irrigation avec l'eau distillée 30% de la capacité de rétention (CR) pendant 17 jours (dès le jour de transplantation jusqu'au début de stade 6 feuilles) (**Figure 8**).

Irrigation avec les solutions préparées (solution sans sel pour le témoin, 200, 400,600mM) 60% de la capacité de rétention (CR) après 17jours (début de l'application de stress salin 4/3/2020) (**Figure 9**).



Figure 8: Première application des traitements (SN, 200mM, 400mM, 600mM de NaCl) sur les plantules de quinoa âgées de 24 jours (stade six feuilles).

La variété GIZA1

La variété Q102



Témoin



200 mM



400 mM



600 mM

Figure 9: Plantules de quinoa (GIZA et Q102) âgées de 24 jours (pendant la première application de stress salin).

II.1.3.6.1. Echantillonnage et préparation de matériel végétal pour les analyses

Les feuilles sont prélevées et rapidement pesées (3g) pour les utiliser ultérieurement pour les analyses, dont 1g d'échantillon x3 répétitions d'un seul lot.

Chaque échantillon pesé et met séparément dans un papier absorbant puis enrrouler dans un papier alimentaire dans une boîte de pétri. Ensuite, les boîtes contenant les feuilles sont conservées directement dans le congélateur puis passe par le lyophilisateur afin d'utiliser ultérieurement pour les analyses (**Figure 21, Annexe 2**).

Nous avons effectués 6 échantillonnages durant 6 semaines d'applications de stress. Le calendrier de la récolte est illustré dans le **tableau (5)**.

Tableau 5: Calendrier d'échantillonnage des feuilles.

N° d'échantillon récolté	Période de stress
1 ^{ère} échantillon	1 semaine après l'application de stress 11/03/2020
2 ^{ème} échantillon	2 semaines après l'application de stress 18/03/2020
3 ^{ème} échantillon	3 semaines après l'application de stress 25/03/2020
4 ^{ème} échantillon	4 semaines après l'application de stress 01/04/2020
5 ^{ème} échantillon	5 semaines après l'application de stress 08/03/2020
6 ^{ème} échantillon	6 semaines après l'application de stress 15/03/2020

II.1.3.6.2. Récolte

On laisse les plantes continuent leurs croissances après l'échantillonnage de 6 semaines pour faire la récolte des plantes après la formation des panicules jusqu'à l'obtention des graines après 110 J. Pour faire mesurer les paramètres morphologiques.

II.1.4. Paramètres étudiés

II.1.4.1. Etude des paramètres de germination

II.1.4.1.1. Détermination du taux de la germination final (TGF%)

Le taux de germination final est déterminé à partir du nombre total des graines (NT) met en germination et le nombre des graines germées (NI) (**Ahoton, 2009**), en effet, le taux de germination est calculé par la formule suivante :

$$\text{TGF\%} = (\text{NI} / \text{NT}) \times 100$$

II.1.4.1.2. Détermination de la vitesse de germination journalière (VGJ)

Il s'agit de calculer chaque jour la vitesse de germination sous les différentes concentrations de salinité. Elle est exprimée par le nombre de graines germées à 7 jours 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., 2015**).

II.1.4.1.3. Détermination de la valeur germinative (VG)

La valeur germinative intègre, dans un même paramètre, l'expression de la germination totale à la fin de la période d'essai avec une expression de l'énergie germinative ou de la vitesse de germination et la capacité germinative des graines. La germination totale est exprimée en calculant la germination journalière moyenne (finale) (GJM), obtenue en divisant le pourcentage cumulé de germination des graines pleines à la fin de l'essai par le nombre de jours entre le semis et la fin de l'essai. La vitesse de germination indique si les graines germent rapidement et de manière synchronisée est exprimée par la valeur de crête (VC), qui correspond à la germination journalière moyenne maximale (pourcentage cumulé de germination des graines pleines divisé par le nombre de jours écoulés depuis le semis) atteinte au cours de l'essai. La valeur germinative (VG) peut alors se calculer à l'aide de la formule de **Czabator (1962)** :

$$VG = GJM_{\text{finale}} * VC$$

Cette valeur calculée, traduit la vitesse de germination du lot : plus celle-ci est élevée, plus le lot germe rapidement (**Colas et al., 2006**) et exprime également la vigueur d'un lot procure une indication de sa qualité (**Czabator, 1962**).

II.1.4.2. Etude des paramètres morphologiques (paramètres de croissance)

II.1.4.2.1. Mesure de la hauteur de la tige principale

Avant de prélever le matériel végétal, nous avons mesurés la hauteur de la tige en centimètres (cm) à l'aide d'une règle graduée. Les mesures de ce paramètre sont enregistrées le jour de la récolte (**Figure 22, Annexe 4**).

II.1.4.2.2. Mesure de la longueur des racines

Après le prélèvement de matériel végétal, nous avons mesurés la longueur des racines en centimètres (cm) à l'aide d'une règle graduée (**Figure 22, Annexe 4**).

II.1.4.2.3. Détermination du rapport entre la partie aérienne et racinaire

Le rapport entre la partie aérienne et la partie souterraine a été déterminé en divisant la hauteur de la tige principale sur la longueur de la racine.

II.1.4.2.4. Mesure de la biomasse fraîche des plantes

La biomasse fraîche des plantes est déterminée à l'aide d'une balance de précision.

Note : on a programmé de mesurer le (MS) matière sèche afin de déterminer la biomasse synthétisée, malheureusement on n'a pas arriver à faire ce paramètre dans le laboratoire à cause de covid-19 donc on a fais le séchage à l'aire libre mais les échantillons sont détruites à cause des conditions de l'environnement de travail.

II.1.4.2.5. Mesure du poids frais des panicules principales

Le poids frais des panicules des plantes est déterminé à l'aide d'une balance de précision (**Figure 23, Annexe 4**).

II.1.4.2.6. Détermination de l'indice de sensibilité relative au sel (I.S.R.S.)

La réponse des plantes à la salinité a été évaluée à l'aide de leur biomasse de leur indice de sensibilité relative au sel **I.S.R.S.** qui traduit le rapport de la sensibilité moyenne de l'ensemble des plantes ou indice de l'intensité de salinité (**I.I.S.**). Il s'écrit :

$$I.S.R.S = \frac{D.R.B.}{I.I.S.} \text{(Fisher et al., 1978)}$$

Où

$$D.R.B = \frac{BT_t - BT_s}{BT_t}$$

BT : la biomasse fraîche totale moyenne d'une plante donnée en l'absence de sel (t) ou sous contrainte saline (s).

Où

$$I.I.S. = \frac{M_t - M_s}{M_t}$$

M : la biomasse fraîche totale moyenne des deux espèces en l'absence de sel (t) ou sous contrainte saline (s).

II.1.4.3. Etude des paramètres biochimiques

II.1.4.3.1. Extraction et quantification de quelques métaboliques

A. Métabolites secondaires

A.1. Criblage phytochimique

Des réactifs spécifiques sont utilisés afin de prouver la présence des métabolites ciblés.

Les protocoles de détection sont les suivants :

- a. Tannins : tannins gallique et tanins cathéchiques (**Mibindzou Mouellet, 2004**)
- b. Flavonoïdes
- ✓ Anthocyanes (**Ribereau-Gayon, 1968**)
- ✓ Flavonoïdes libres (génine) (**Bidie et al., 2011**).
- ✓ La réaction de la cyanidine (**Mibindzou Mouellet, 2004**).
- c. Coumarines (**Diallo, 2000**).
- d. Quinones libres (**Dohou, 2004**).
- e. Alcaloïdes (**Chaouch, 2001**).
- f. Caroténoïdes (**Mamadou, 2012**).
- g. Terpénoïdes (Test de Libermann-Burchard) (**Yadav et Agarwala, 2011**).
- h. Saponosides (test de mousse) (**Bidie et al., 2011 ; Yadav et Agarwala, 2011**).
- i. Stéroïdes (**Harborne, 1998**).

j. Composés réducteurs (**Yadav et Agarwala, 2011**).

A.2. Dosage des composés phénoliques

A.2.1. Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été fait par la méthode de **Folin-Ciocalteu** décrite par **Singleton et Rossi (1965)**. Chaque extrait (40 μ l) ou l'acide gallique (0-800 μ g/ml) est mélangé avec 1,8 ml de réactif Folin-Ciocalteu (dilué 10 fois avec de l'eau distillée). Après un repos de 5 min, 1,2 ml de la solution de Na_2CO_3 (7,5 %) est ajouté au mélange. Après une homogénéisation vigoureuse puis un repos de 60 min à l'obscurité, à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 765 nm par un spectrophotomètre UV-Visible. Les résultats sont exprimés en mg en équivalent d'acide gallique EAG/g de poids sec (PS) de matériel végétal (**Shui et Leong, 2006**).

A.2.2. Dosage des acides phénols

L'estimation des acides-phénols est effectuée selon la méthode d'**Arnov (Szafer-Hadjrych, 2004)**. Un volume de 1 ml d'échantillon est mélangé à 5 ml de l'eau distillée, puis 1 ml d' HCl (0,5 M), 1 ml de réactif d'Arnov (solution aqueuse de molybdate de sodium 10 (p/v) et nitrite de sodium 10% (p/v)) et 1 ml d'hydroxyde de sodium (1 M) ont été additionnés. Le volume du mélange réactionnel est complété à 10 ml avec de l'eau distillée. La lecture de l'absorbance est faite à 490 nm par un spectrophotomètre UV-Visible.

A.2.3. Dosage des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé selon la méthode colorimétrique de **Kim et al., (2003)**. Un volume de 1 ml de l'extrait est dilué avec 4 ml de l'eau distillée. Ensuite, 0,3 ml de solution de nitrite de sodium $NaNO_2$ (5%) est ajouté. Après 5 min, 0,3 ml de solution de chlorure d'aluminium $AlCl_3$ (10%) est ajouté. Le mélange est laissé au repos pendant 5 min, puis 2 ml de solution d'hydroxyde de sodium $NaOH$ (1 M) sont additionnés. Le volume de ce mélange est complété à 10 ml avec de l'eau distillée. Après agitation, l'absorbance est mesurée immédiatement à 510 nm un spectrophotomètre UV-Visible.

A.2.4. Dosage des tanins condensés et proanthocyanidines

La méthode décrite par **Sun et al., (1998)** est celle de la vanilline-HCl. A 0,2 ml de l'extrait, 1 ml de la solution fraîchement préparée de vanilline 1% (p/v) en acide acétique glacial et HCl (98:2, v/v) est ajouté. Après incubation à 30 °C pendant 20 min, l'absorbance est mesurée à 510 nm par un spectrophotomètre UV-Visible. L'étalonnage est réalisé avec de la catéchine (de 0 à 1 mg/ml) et le taux des tanins condensés est calculé en mg en équivalent de catéchine EC/g de poids sec de matériel végétal.

B. Extraction et dosage des pigments chlorophylliens

Les teneurs en chlorophylle a, b et totale (mg/g PF) ont été déterminées selon la méthode légèrement modifiée de la méthode de (Torrecillas *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 :

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

C. Extraction et dosage de proline

La méthode utilisée est celle de Monneveux et Nemmar (1986). Cent mg prélevés sur les tiers médians des plus jeunes feuilles, sont immédiatement pesés puis placés dans un tube à essai. Un volume de 2ml de méthanol à 40% est ajouté à l'échantillon et tout est chauffé, pendant 1 h, dans un bain-marie à 85°C. Après refroidissement, 1 ml de la solution d'extraction est ajouté à 1 ml d'acide acétique, 25 mg de ninhydrine et 1 ml du mélange eau distillée-acide acétique orthophosphorique de densité 1,7 (120, 300, 80 : v/v/v). L'ensemble est porté à ébullition pendant 30 mn au bain-marie, puis refroidi et additionné de 5 ml de toluène. Après agitation au vortex, une pincée de Na_2SO_4 est ajoutée dans chaque tube (El Houssine Tahri *et al.*, 1997).

D. Extraction et dosage de glycine bétaine

Les échantillons sont extraits et estimés selon la méthode de Griove et rotin(1983).Cinq cents milligrammes d'échantillons des feuilles sèches finement broyées sont secoués mécaniquement avec 20 ml d'eau distillée pendant 24 heures à 25 °C. Le temps requis pour cette étape peut être ponctuel en extrayant les échantillons des feuilles pendant 4,8, 16, 24 et 48 heures. Les échantillons sont ensuite filtrés à travers du papier filtre Whatman, les filtrats sont fait jusqu'à 20 ml avec l'eau distillée et utilisé pour l'estimation immédiatement.1ml d'extrait dilué avec 1ml de 2 N H_2SO_4 et 0,5 ml de cet extrait acidifié dans de l'eau glacée refroidie pendant 1 heure. Plus tard, 0,2 ml de solution froide de tri-iodure de potassium est ajouté et mélangé doucement avec un mélange vortex et les tubes sont stockés à 4°C pour 15 minutes et centrifugé à 10 000 g pendant 15 minutes à 0°C. Le surnageant est aspiré avec un tube en verre à pointe fine. Les cristaux d'iodure sont dissous 9 ml de 1,2-dichloroéthane avec vortex vigoureux. Après 2,5 heures, l'absorbance est mesurée à 365 nm dans un Spectrophotomètre. L'étalon de référence de la glycine-bétaine est préparé en 1 N H_2SO_4 et utilisé pour estimer la glycine-bétaine contenu et les résultats sont exprimés en poids sec.

E. Extraction et dosage des sucres totaux

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 de matière fraîche, 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. On obtient, une solution jaune orange à la surface, on passe au vortex pour homogénéiser la couleur de la solution. On laisse les tubes pendant 10 min et on les place au bain-marie pour 10 à 20 min à une température de 30°C (la couleur de la réaction est stable pendant plusieurs heures). La densité optique est lue à une longueur d'onde de 485 nm. Une courbe d'étalonnage est établie à partir d'une solution mère de glucose 20 à 80 µg.ml⁻¹.

I.1.4.3.2. Evaluation d'activité de la superoxyde dismutase (SOD)

Le superoxyde dismutase est une enzyme anti-oxydante qui provoque la dismutation du radical O_2^- en H_2O_2 et O_2 (**Alscher et al., 2002**). L'extraction du SOD est s'effectue par le tampon phosphate. Après broyage et homogénéisation de 1 g du matériel végétal, la suspension cellulaire est centrifugée à 4°C. Le surnageant obtenu est utilisé pour déterminer l'activité de SOD selon la méthode décrite par **Giannopolitis et Ries (1977)**. La photochimique activité de la SOD est testée en utilisant la méthionine, le riboflavine et l'iodonitrotérazolium chloride (INT). Le mélange réactionnel est composé de 1.3 µM riboflavine, 13 mM méthionine, 63 µM NBT, 0.05 M de carbonate de sodium (pH 10.2) et un volume approprié de l'homogénat. La réaction est suivie à 560 nm.

II.1.4.3.3. Evaluation d'activité de glutathion réductase (GR)

La glutathion réductase est un des biomarqueurs de l'état oxydatif de l'organisme. C'est une flavoprotéine catalysent la réduction NADPH-dépendant de glutathion disulfure oxydé (GSSG) en glutathion réduit (GSH). L'évaluation de l'activité de GR dans l'homogénat est réalisée selon la méthode de **Carlberg et Mannervik (1985)**. L'oxydation de NADPH est suivie par spectrophotomètre à 340 nm. Le mélange réactionnel est constitué de 0.5 ml de tampon phosphate, 50 µl NADPH, 50 µl GSSG et le volume est complété à 1 ml de l'eau déionisée. La réaction est initiée par l'ajout de l'enzyme (l'homogénat) au mélange et la diminution de

l'absorbance à 340 nm est suivie à 30°C. L'activité de GR est exprimée en unité par milligramme de protéines.

Note :

Malheureusement, les analyses biochimiques ne sont pas réalisées à cause de l'épidémie de virus covis-19.

II.1.5. Analyse statistique

Toutes les expériences ont été réalisées en trois réplicas et les résultats sont exprimés en $\text{moyen} \pm \text{écart type}$. La significativité statistique des différences enregistrées a été déterminée par l'analyse de variance (ANOVA) à un et deux facteurs. Les analyses ont été effectuées par XLSTAT 2020.

II.1.6. Plan expérimental

Pour réaliser notre travail, nous allons adopter la méthodologie suivante (Figure 10) :

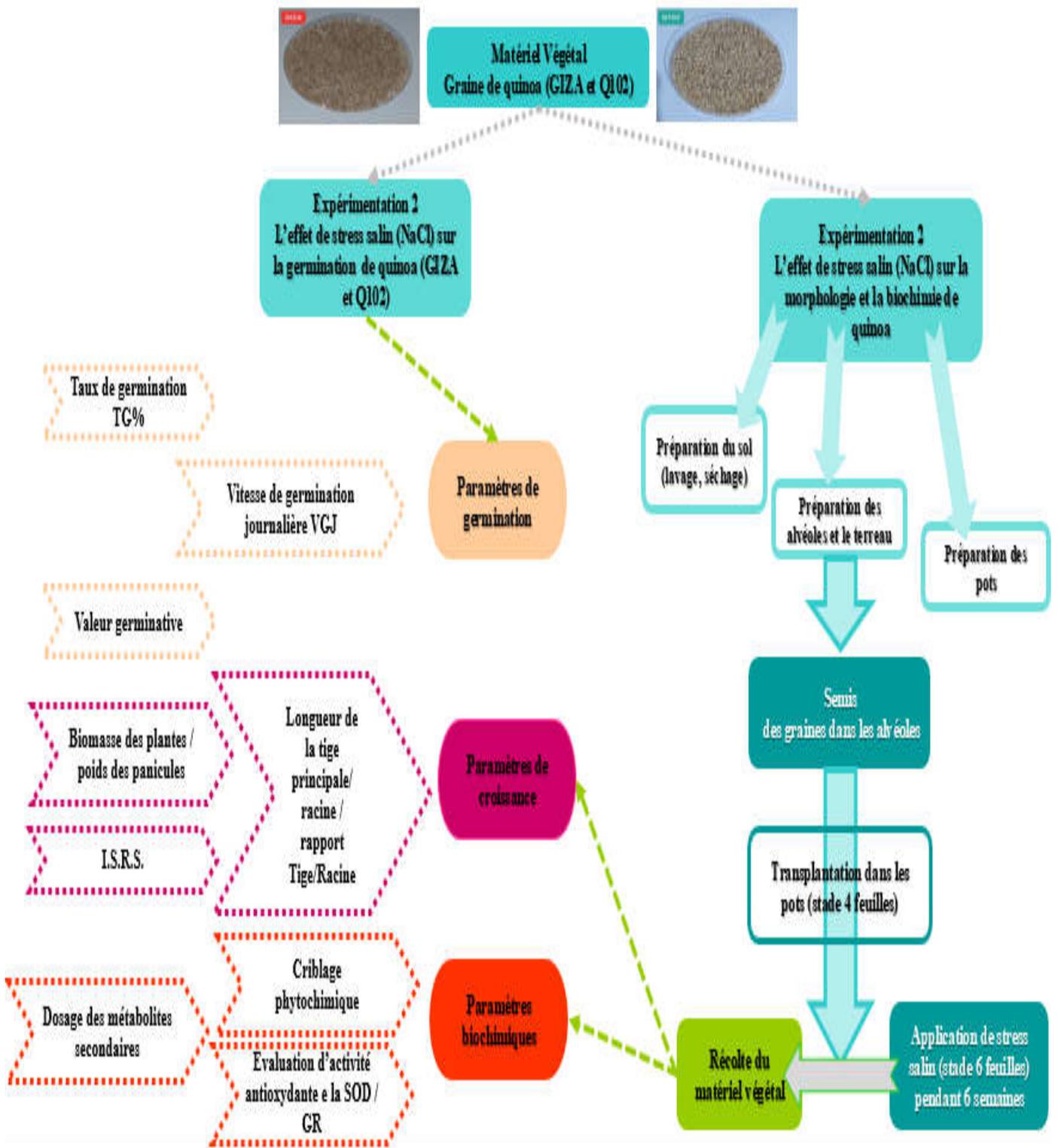


Figure 10: Méthodologie globale

Chapitre II : Résultats et discussion

II.2.1. Effet du stress salin (NaCl) sur la germination des deux variétés de *Chenopodium quinoa* Willd (GIZA et Q102)

II.2.1.1. Taux de germination final (TGF %)

La figure (11) représente les variations du taux de germination final des graines des deux variétés étudiées de *Chenopodium quinoa* Willd en fonction des concentrations croissantes appliquées de sel (NaCl).

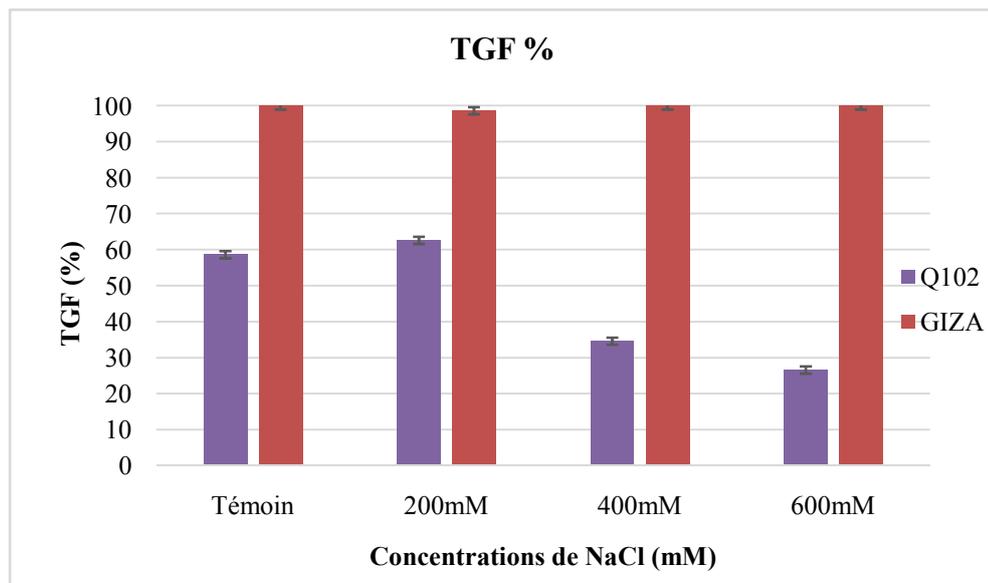


Figure 11: Variations du taux de germination final (TGF %) des graines des deux variétés de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des concentrations salines (NaCl).

Il ressort de la figure (11) que les taux de germination de la variété GIZA sont maximal (100%) pour les échantillons traités avec des concentrations de NaCl égales à 400 et 600 mM. Ces résultats sont similaires à celui de témoin. Cependant, une légère diminution dans le taux de germination est enregistrée pour l'échantillon traité avec une concentration de 200 mM de NaCl (98,67%). En ce qui concerne la variété Q102, il apparaît que l'échantillon traité par NaCl à 200 mM (62,67%) a un taux de germination supérieur à celui obtenu avec le témoin (58,67%). Pour les autres échantillons de Q102, le taux de germination est inversement proportionnel à la concentration de sel.

L'analyse de la variance à un seul facteur du taux de germination chez la variété GIZA montre que les différences enregistrées des différents traitements ne sont pas significatives ($P < 0.441$; $\alpha < 0,05$) où tous les traitements forment un seul groupe homogène (**Tableau 7, Annexe 5**). De ce fait il n'ya pas d'effet de la salinité (jusqu'à 600mM) sur le taux de germination de la variété GIZA.

À l'opposé, l'analyse de variance effectuée pour la variété Q102 montre des différences très hautement significatives ($P < 0.001$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 8, Annexe 5**).

L'analyse de la variance à deux facteurs montre que la germination de *Chenopodium quinoa* Willd est influencée par la concentration de sel, par le facteur variété, ainsi que par l'interaction de ces deux facteurs dont ($P < 0.000$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 9, Annexe 5**).

La classification de Tukey des variantes du facteur effet de traitement (**Tableau 10, Annexe 5**), a fait ressortir deux groupes homogènes, dont le groupe (A) a compris les taux de germination estimés pour le témoin et la concentration 200 mM. Il semble que le seuil de 200 mM est tolérable par l'ensemble des variétés. Par ailleurs, le groupe (B) a compris les taux de germination estimés pour les traitements 400 mM et 600 mM.

Le tableau (**11, Annexe 5**), classe les variétés du quinoa étudiées sont classées en groupes homogènes selon les moyennes estimées, il montre que la variété GIZA est significativement la meilleure (groupe A). Dans le groupe B se trouve la variété Q102 comme variété sensible au stress au stade germination.

Afin de comparer les capacités germinatives de différentes combinaisons entre les variétés de quinoa étudiées et les différents traitements de NaCl appliquées. Nous avons analysé la variance de l'interaction reportée dans le tableau (**12, Annexe 5**). On remarque que, le potentiel germinatif extraordinaire de la variété GIZA a permis de classer même son taux de germination enregistré sous 600 mM au premier groupe A. Ce qui montre la haute tolérance de cette variété au stress salin. Donc, quel que soit la concentration saline appliquée, le taux de germination ne diminue pas. Le comportement germinatif de la variété Q102 ressort deux groupes appart (le groupe B et C) ; le groupe B comporte les taux de germination des graines de la variété Q102 en l'absence de sel (témoin) ou sous la contrainte 200mM. Par ailleurs, la classe C groupe les taux de germination des graines de la variété Q102 sous les concentrations 400 mM et 600mM.

II.2.1.2. Vitesse de germination journalière (VGJ)

Les figures (12) et (13) représentent les variations de la vitesse journalière de germination des graines des deux variétés étudiées (GIZA et Q102) au cours de l'essai en l'absence de sel (témoin) ou sous contraintes salines (NaCl).

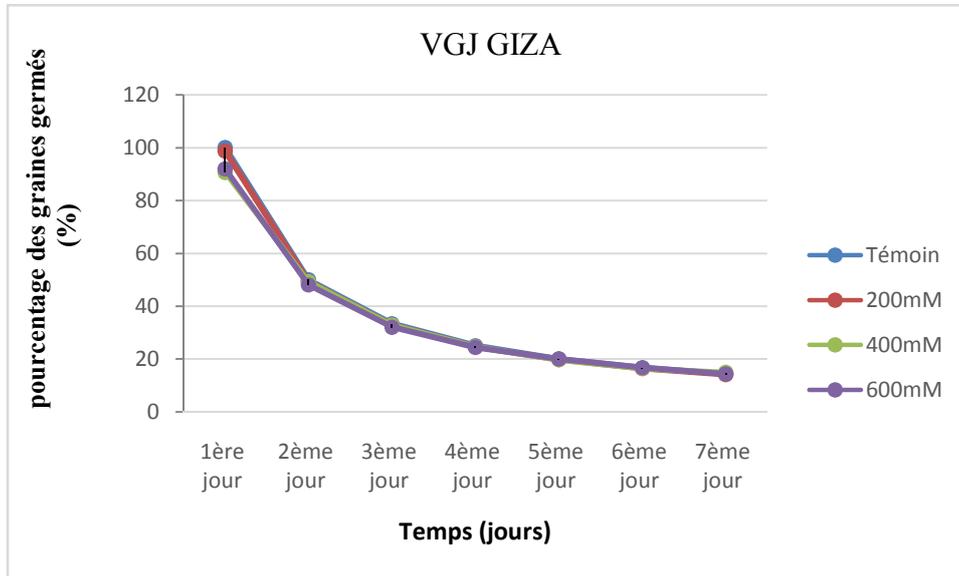


Figure 12: Variations de la vitesse de germination journalière (VGJ) des graines de la variété GIZA sous l'effet des traitements salins (NaCl) en fonctions du temps.

Au vu des résultats présentés dans la figure (12), nous constatons que la vitesse de germination atteint le maximum chez les graines de témoin et celle traitées par le sel où le témoin enregistre une vitesse supérieure à celle des traitements 200 mM ; 400 mM et 600 mM (100 ; 98,66 ; 90,67 et 92 des graines germées en 1^{ère} jour respectivement). A partir de 2^{ème} jour jusqu'à la fin de l'essai, la germination des graines prend presque les mêmes vitesses en diminuent progressivement chaque jour dans les différents lots (témoin ; 200 mM; 400 mM et 600 mM).

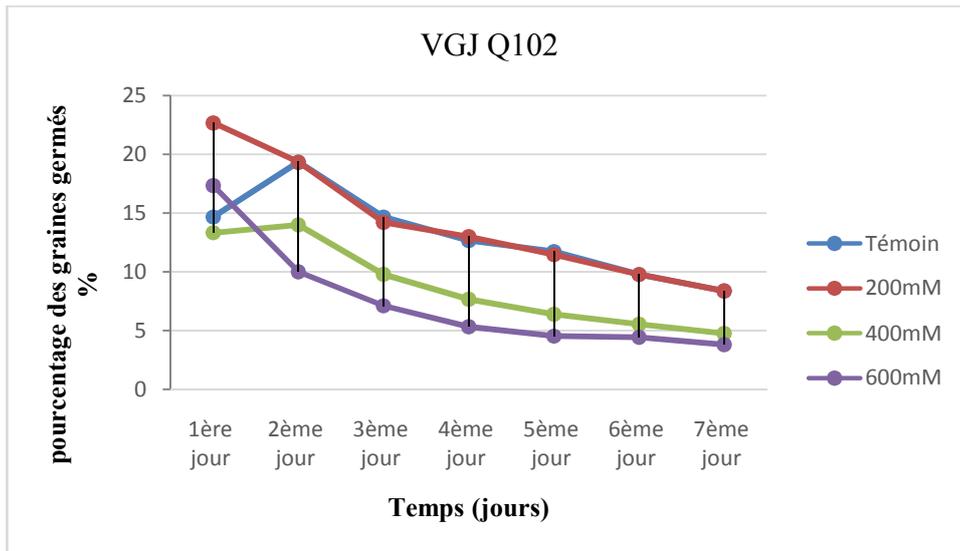


Figure 13: Variations de la vitesse de germination journalière (VGJ) des graines de la variété Q102 sous l'effet des traitements salins (NaCl) en fonctions du temps (jours).

Selon la figure (13), il apparaît que la variété Q102 présente des variations remarquables entre la vitesse journalière de germination au niveau du témoin et des différentes concentrations. La vitesse maximale de la concentration 200 mM et 600 mM est enregistrée au 1^{ère} jour (22,67 et 17,33 respectivement) puis diminue progressivement avec les jours de l'essai. Sachant que les graines traitées par la concentration 600 mM sont germées avec des VGJ faibles par rapport au témoin et les autres concentrations. Par contre la vitesse journalière maximale de témoin ou du lot traité à 400 mM a été enregistrée au 2^{ème} jour (19,33 et 14 respectivement). Dès le 3^{ème} jour jusqu'au dernier jour de l'essai, la VGJ des gaines de 200 mM est diminuée progressivement avec les jours et elle est significativement semblable à la VGJ du témoin. Aussi, on remarque une diminution de la VGJ des graines traitées par la concentration 400 mM entre le 3^{ème} jour jusqu'au la fin de l'essai avec une vitesse inférieure à celles de témoin et 200 mM.

Statistiquement, la différence enregistrée dans la vitesse de germination journalière des graines de témoin et traitées est très hautement significative pour les deux variétés GIZA et Q102 ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) (Tableau 13 et 14, Annexe 6).

L'analyse de variance à deux facteurs montre que le facteur traitement ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) et le facteur variété ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) ont une influence très hautement significative sur la VGJ des graines traitées, ainsi que l'interaction de ces deux facteurs (traitement x variété) montre une influence très hautement significative ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) (Tableau 15, Annexe 6).

Le test Tukey (HSD) classe les concentrations salines appliquées sur les graines de quinoa en deux groupes homogènes. Les moyennes estimées du VGJ chez le témoin constitue le meilleure groupe A suivie par les différentes concentrations 200mM ; 400 mM et 600 mM qui se trouve dans la classe B (**Tableau 16, Annexe 6**).

Le même test classe les deux variétés de quinoa en deux groupes A et B indiquant la présence d'effet de variété sur les variations du VGJ. Dont le groupe A, on trouve les moyennes estimées du VGJ de la variété GIZA correspond au meilleure groupe qui est caractérisé par des vitesses journalières plus élevées que le deuxième groupe B (la variété Q102) (**Tableau17, Annexe 6**).

La classification des vitesses de germination journalière des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes pour différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), a fait ressortir seulement deux groupes. Le premier correspond à la VGJ du témoin variété GIZA et le groupe B contient les paires avec des VGJ trop faibles que le groupe A. (**Tableau 18, Annexe 6**).

II.2.1.3. Valeur germinative (VG)

La Figure (14) montre les variations de la valeur germinative des graines des deux variétés du quinoa sous l'effet du NaCl.

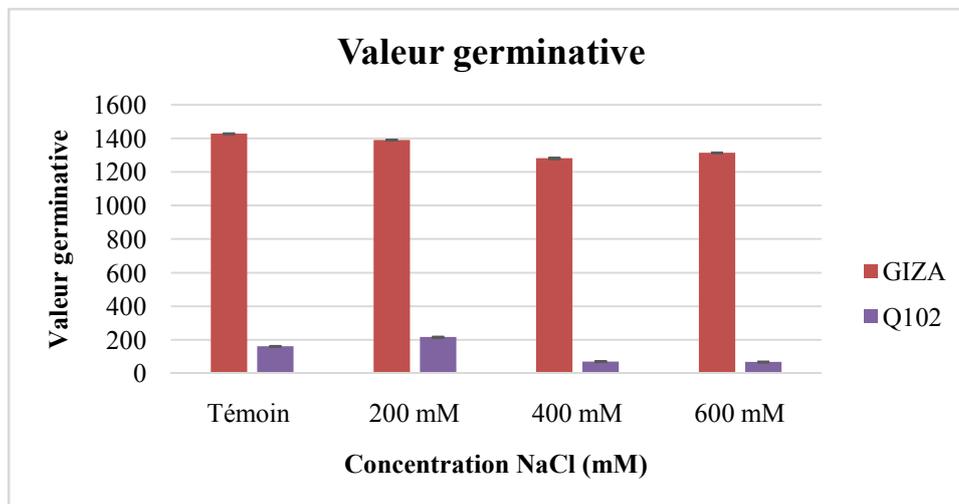


Figure 14: Variation de la valeur germinative des graines du quinoa (GIZA et Q102) en fonctions des traitements salins.

Au vu des résultats présentés dans la figure (14), nous constatons que l'influence de salinité est notée par des variations importantes entre les deux variétés pour le paramètre de la valeur germinative où les graines de la variété GIZA indiquent des valeurs germinatives très élevées par rapport à la variété Q102. La VG maximale a été enregistrée chez les graines imbibées à l'eau distillée (1428,57) de la variété GIZA. Celle-ci est sensiblement diminuée sous

l'effet de 200 mM, 400 mM et 600mM (1391,24 et 1281,52et 1314,29 respectivement) par rapport au témoin. A l'opposé, la VG des graines de la variété Q102 est faible aux différents traitements. Sachant que la VG est améliorée sous l'effet de 200 mM (216,38) par rapport au témoin (162,29) et les autres traitements salins. La salinité réduire la VG des graines traités par les concentrations de 400 mM (70,10) et 600mM (68,57) par rapport au témoin.

Statistiquement, les différences enregistrées dans les VG des plantes de témoin et traitées sont significatives pour la variété Q102 ($P < 0,031$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 19, Annexe 7**), alors qu'elles sont non significatives pour la variété GIZA ($P < 0,765$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 20, Annexe 7**).

L'analyse de la variance à deux facteurs montre que le facteur traitement ($P < 0,218$; $\alpha < 0,05$) est non significative, par contre le facteur variété ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) est très hautement significative sur la valeur germinative des plantes traitées, tandis que l'interaction de ces deux facteurs (traitement x variété) n'influence pas significativement sur la valeur de germination ($P < 0,960$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 21, Annexe 7**).

Le classement des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes selon les moyennes estimées, montre que la variété Q102 est classée dans le groupe B où la valeur de germination est très faible par rapport le groupe A qui comporte les VG de la variété GIZA. (**22, Annexe 7**).

A partir de l'analyse de l'interaction entre la variété et le traitement (**Tableau 23, Annexe 7**), on remarque que les VG de la variété GIZA sont classées dans le premier groupe A dans toutes les concentrations même à 600 mM. Donc, quel que soit la concentration saline appliquée, la VG ne diminue pas. Aussi, les variations de la VG chez la variété Q102 ressort un seul groupe (le groupe B) qui comprend les graines imbibées par 200 mM puis celles imbibées par l'eau distillée, suivi par le lot de 400 mM et 600 mM.

II.2.2. Discussion

Les résultats, se rapportant au traitement d'NaCl, révèlent que les graines de la variété GIZA semblent être plus tolérantes à la salinité que celles de la variété Q102 car chez cette dernière, la plupart des paramètres de germination étudiées sont affectées négativement sous stress salin en diminuant le taux final, les vitesses journalières de germination, la valeur germinative des graines. Par contre, la salinité n'affecte pas le taux de germination finale et la valeur germinative des graines de la variété GIZA sauf les VGJ qui ont régressé sous les différentes concentrations.

Pour Q102, le taux de germination du témoin est déjà faible <60%.

La diminution du taux de germination final correspond soit à une augmentation de la pression osmotique externe, ce qui affecte l'absorption de l'eau par les graines et/ou bien à une accumulation des ions Na^+ et Cl^- dans l'embryon (**Groome et al., 1991**). Cet effet toxique peut conduire à l'altération des processus métaboliques de la germination et dans le cas extrême à la mort de l'embryon par excès d'ions (**Hajlaoui et al., 2007**). Selon **Camara et al., (2018)**, l'effet d'NaCl sur le comportement germinatif des graines se traduit par une augmentation du temps de latence et une diminution de la vitesse et du taux de germination.

D'après **Ben-Miled et al., (1986)** cité par **Camara et al., (2018)** ce retard peut être expliqué par le temps nécessaire à la graine pour mettre en place des mécanismes lui permettant d'ajuster sa pression osmotique interne. Alors que **Ghrib et al., (2011)** et **Camara (2018)** ont expliqué que ce retard pourrait être dû à l'altération des enzymes et des hormones qui se trouvent dans la graine. 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 graines de quinoa sont capables de germer dans un milieu enrichi en sel jusqu'à 600 mM pour les deux variétés que soit GIZA (100%) ou Q102 qui atteint (26.67 %). Nos résultats sont en accord avec ceux de **Brakez et al., (2013)** et de **Rjeibi et al., (2015)** qui ont montré que les graines de quinoa sont capables de germer dans un milieu enrichi en sel. Et ceux de **Jacobsen et al., (2001, 2003)** ; **Wilson et al., (2002)** ; **Jacobsen (2007)** qui ont également rapportés que nombreuses variétés de quinoa peuvent pousser dans des concentrations aussi hautes que celles trouvées dans l'eau de la mer (40 ms/cm= 600mM).

Cette capacité de germination en présence de sel a été expliquée par **Koyro et Eisa (2007)** par le fait que le passage du NaCl à l'intérieur de la graine a été gêné par la couverture semencière de la graine de quinoa sous la haute salinité. Donc, la présence de péricarpe qui

recouvre la graine joue le rôle d'une barrière pour éviter le passage des ions toxiques à l'intérieur de la graine (**Koyro et Eisa, 2008**).

Les chercheurs **Weber et al., (1998)** ; **Weschke et al., (2000)** ont mentionnés la capacité d'une régulation sélective de la composition ionique à travers le péricarpe de la graine de quinoa. Et selon **Koyro et Eisa(2007)**, la sélectivité élevée semble être située entre le péricarpe et l'intérieur des graines de quinoa. En effet, l'intégrité de la couverture de la graine (périsperme et tégument), sa résistance à la diffusion contre la pénétration de Na^+ dans la graine semble être des conditions préalables importantes pour la viabilité élevée obtenue du quinoa.

González et Prado (1992) ont trouvés des pourcentages de germination des graines traitées au sel non significatives entre 0 et 200 mM d'NaCl bien que, le temps de germination est retardé avec l'augmentation de la salinité sous 300-500 mM ce qui ne concordent pas avec nos résultats trouvés chez la variété GIZA qui indiquent des valeurs identiques de TGF et de VG des graines traitées au NaCl et celles non traitées.

D'autre part, les résultats obtenus chez la variété Q102 sont en accord avec ceux de **Ruiz-Carrasco et al., (2011)** qui ont étudiés l'effet des différentes concentrations de sel (0,150 et 300 mM de NaCl) sur des génotypes chilien de quinoa, ils ont également indiqués une diminution significative de taux de germination sous forte concentration (300 mM). De même, **Delatorre-Herrera et Pinto (2009)** ; **Hariadi et al., (2011)** ont observés un effet inhibiteur significatif de la germination des graines de quinoa sous (400 mM de NaCl). Dans notre cas, la forte salinité n'a pas inhibée la germination des graines, ce qui s'oppose aux résultats de **Mâalem et Rahmoune (2009)**. D'ailleurs, les données de la littérature indiquent que la germination des graines de la plupart des halophytes est optimale dans l'eau distillée et réduite sous salinité modérée (250 mM) tandis qu'elle est inhibée avec l'accroissement de la salinité (**Lee et al., 2010**). Selon **Adolf et al., (2013)**, le quinoa prouve en général une grande capacité de résister à la salinité pendant la germination.

II.2.3. Effet du stress salin sur les paramètres de croissance de deux variétés de *Chenopodium quinoa Willd* (GIZA et Q102)

II.2.3.1. Hauteur de la tige principale

La figure (15) représente la hauteur de la tige principale des plantes des deux variétés étudiées de *Chenopodium quinoa Willd* en fonction des concentrations croissantes appliquées de sel (NaCl).

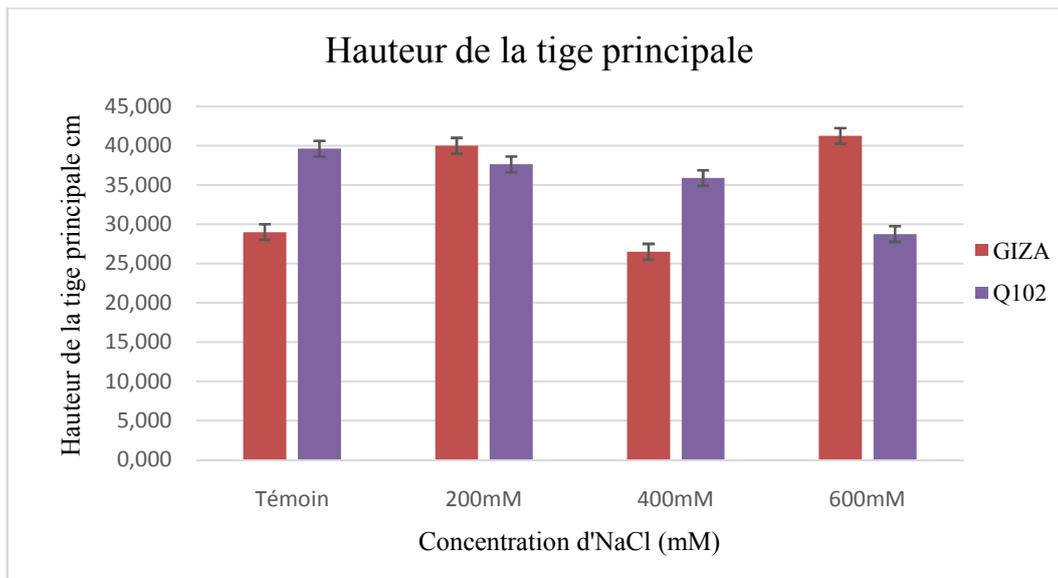


Figure 15: Variations de la hauteur de la tige principale (cm) de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salins (NaCl) après six semaines d’application de stress.

Selon la figure (15), il apparait que la salinité affecte la croissance de la tige principale de la variété Q102. En effet, la hauteur la plus élevée est enregistrée chez les plantes témoin (39,63 cm), alors que celles des plantes traitées sont légèrement influencées par la concentration de sel allant de 37,63 cm traitées sous 200 mM à 28,75 cm traitées sous 600 mM. La deuxième variété (GIZA) est influencée différemment par la salinité. Les hauteurs les plus importantes des tiges sont obtenues pour les plantes traitées avec des concentrations de sel de 200 mM et 600 mM, qui sont 40 cm et 41,25 cm respectivement. La hauteur la plus faible est enregistrée pour les plantes traitées avec 400 mM de sel (26.5 cm), alors pour les plantes de témoin, elle est de 29 cm.

Statistiquement, les différences enregistrées dans les hauteurs des tiges des plantes témoins et celles traitées ne sont pas significatives pour la variété Q102 ($P < 0,151$; $\alpha < 0,05$) (Tableau 24, Annexe 8), alors qu’elles sont hautement significatives pour la variété GIZA ($P < 0,003$; $\alpha < 0,05$) (Tableau 25, Annexe 8).

L'analyse de la variance à deux facteurs montre que le facteur traitement ($P < 0,109$; $\alpha < 0,05$) et le facteur variété ($P < 0,546$; $\alpha < 0,05$) n'ont pas une influence sur la hauteur de la tige principale des plantes traitées, tandis que l'interaction de ces deux facteurs (traitement x variété) influence significativement sur la croissance des tiges ($P < 0,002$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 26, Annexe 8**).

Les résultats de l'effet de l'interaction des deux facteurs (le traitement et la variété) sur la hauteur de la tige principale (**Tableau 27, Annexe 8**) permettent de former trois groupes homogènes (A ; B et AB). Le groupe A présente le meilleur groupe qui comporte la hauteur de la tige sous l'effet de 600 mM chez les plantes de la variété GIZA où la salinité stimule la croissance de la partie aérienne. Le deuxième groupe (AB) est un groupe intermédiaire entre le A et le B qui regroupe les paires suivants : les plantes GIZA sous la contrainte de 200 mM ; les plantes Q102 en l'absence de sel et sous les contraintes de 200 mM ; 400 mM ; les plantes GIZA de témoin et les plantes traitées par 600mM. Dans le troisième groupe B se trouve les plantes GIZA sous l'effet de la concentration 400 mM.

On peut conclure que les deux variétés réagissent différemment vis-à-vis du sel, ainsi la croissance de la partie aérienne chez la variété Q102 sous les différents traitements salins semble être identiques que celle de témoin. En revanche, la variété GIZA diminue d'une manière significative sous 400mM de NaCl.

II.2.3.2. Longueur de la racine

Les résultats concernant les variations de la longueur des racines des plantes traitées aux différents traitements salins chez les deux variétés étudiées de *Chenopodium quinoa* Willd sont représentés dans la figure (16).

D'après cette figure, il apparaît que la salinité affecte la croissance de la racine de la variété Q102. En effet, la longueur la plus élevée est enregistrée chez les plantes témoin (16,88 cm), alors que celles des plantes traitées sont légèrement influencées par la concentration de sel allant de 13 cm traitées par 200 mM à 11,75 cm traitées par 600 mM. La plus grande longueur est enregistrée pour les plantes traitées avec 400 mM de sel (14.13 cm) qui reste faible par rapport à celle du témoin. La deuxième variété (GIZA) est aussi influencée légèrement par la salinité. Les longueurs les plus importantes des racines sont obtenues pour les plantes traitées avec des concentrations de sel de 400 mM et 600 mM, qui sont de 10.5 cm et 12 cm respectivement. La longueur la plus faible est enregistrée pour les plantes traitées avec 200 mM de sel (8.5 cm) comparativement aux témoins qui indiquent la valeur la plus élevée (14 cm).

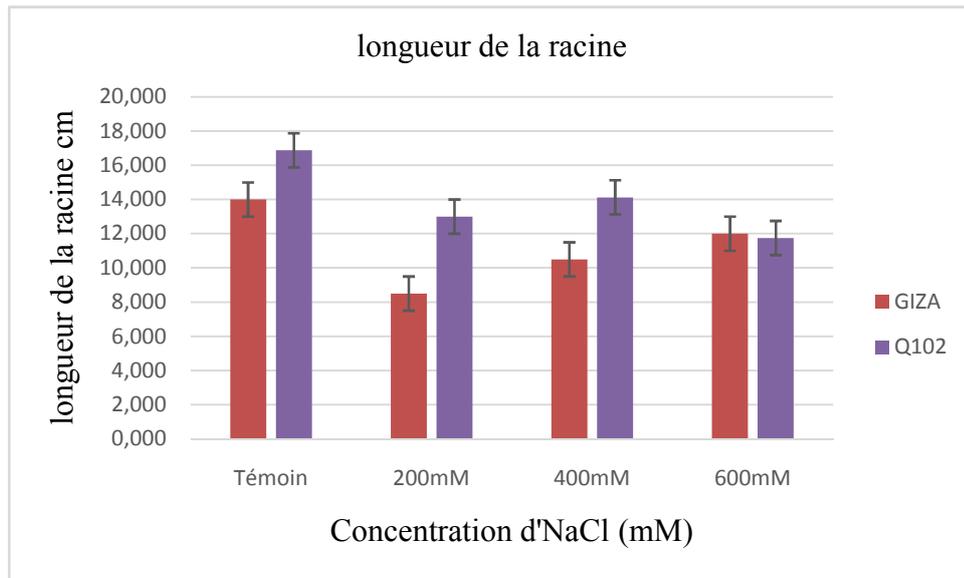


Figure 16 : Variations de la longueur de la racine (cm) de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salins (NaCl) après six semaines d’application de stress.

Statistiquement, les différences enregistrées dans les longueurs des racines des plantes de témoin et traitées ne sont pas significatives pour la variété Q102 ($P < 0,082$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 28, Annexe 9**), alors qu’elles sont significatives pour la variété GIZA ($P < 0,020$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 29, Annexe 9**).

L’analyse de la variance à deux facteurs montre que le facteur traitement ($P < 0,004$; $\alpha < 0,05$) et le facteur variété ($P < 0,004$; $\alpha < 0,05$) ont une influence sur la longueur de la racine des plantes traitées, tandis que l’interaction de ces deux facteurs (traitement x variété) n’influence pas sur ce paramètre ($P < 0,234$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 30, Annexe 9**).

A partir des résultats, les classes des traitements d’NaCl, se forment deux groupes homogènes, groupe A (200 mM) et B (400 mM et le témoin) et un groupe intermédiaire AB pour 600 mM d’NaCl (**Tableau 31, Annexe 9**).

Les variétés étudiées du quinoa sont classées par l’homogénéité selon les moyennes estimées, en deux groupes dont la variété GIZA présente le meilleur groupe (A), suivie ensuite par la variété Q102 (groupe B) (**Tableau 32, Annexe 9**).

Les résultats de l’effet d’interaction des deux facteurs (traitement x variétés) sur la longueur de la racine (**Tableau 33, Annexe 9**) permettent de former trois groupes homogènes (A ; B et AB). Le groupe A présente le meilleur groupe qui comporte les plantes de la variété GIZA traité par 200mM où la salinité stimule la croissance de la partie racinaire que témoin. Le deuxième groupe (AB) est un groupe intermédiaire entre le A et le B qui regroupe les plantes de

la variété GIZA sous l'effet de la concentration 600 mM. Le troisième groupe A comporte les paires suivantes : les plantes témoins des deux variétés, les plantes traitées par 400 mM chez les deux variétés et les plantes sous l'effet de 200 mM et 600 mM chez la variété Q102.

On conclue que la croissance racinaire chez la variété Q102 sous différents traitements salines est significativement similaire à celle du témoin, ce qui indique que la salinité n'affecte pas l'allongement racinaire de la variété Q102.

II.2.3.3. Rapport entre la partie aérienne et souterraine

Les résultats concernant le rapport entre la partie aérienne et la partie souterraine (Tige/Racine) des plantes traitées aux différents traitements de NaCl chez deux variétés de quinoa sont représentés dans la figure (17) :

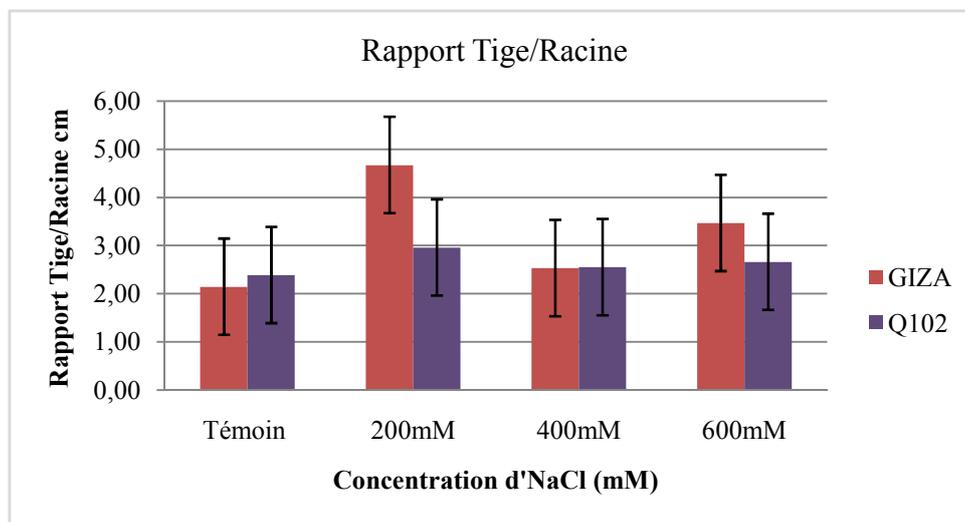


Figure 17: Variations de rapport entre la partie aérienne et la partie souterraine des deux variétés de quinoa (GIZA et Q102) en fonction du traitement salin (NaCl) après six semaines d'application de stress.

La lecture de la figure (17), montre que la salinité affecte la croissance de la partie souterraine plus que la partie aérienne (la tige principale) de la variété GIZA. En effet, le rapport minimal est enregistré chez les plantes témoin (2.14), alors que les plus élevés sont obtenus pour les plantes traitées avec des concentrations de sel de 400 mM et 600 mM, qui sont de 2.53 et 3.47 respectivement. Le rapport maximal est enregistré pour les plantes traitées avec 200 mM de sel (4.67).

La variété (Q102) est influencée différemment par la salinité. Le rapport (tige/racine) maximal est enregistré pour les plantes traitées avec 200 mM de la concentration saline (2.96) tandis que le témoin enregistre le rapport minimal (2.39). Des rapports aussi importants sont

obtenus pour les plantes traitées avec des concentrations de sel de 400 mM et 600 mM, qui sont 2.55 et 2.66 respectivement (**Figure 14**).

Statistiquement, les différences enregistrées dans les rapports (tige/racine) des plantes de témoin et traitées ne sont pas significatives pour la variété Q102 ($P < 0,763$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 34, Annexe 10**), alors qu'elles sont très hautement significatives pour la variété GIZA ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 35, Annexe 10**).

L'analyse de la variance à deux critères montre que le facteur traitement ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) et le facteur variété ($P < 0,019$; $\alpha < 0,05$) n'ont pas une influence sur le rapport (tige/racine) de plantes traitées, tandis que l'interaction de ces deux facteurs (traitement x variétés) influence significativement sur ce rapport ($P < 0,021$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 36, Annexe 10**).

La classification de Tukey des traitements salins fait ressortir trois groupes A et B et AB. (**Tableau 37, Annexe 10**), Dans le groupe A se trouve les rapports sous la concentration 200 mM. Tandis que les rapports de 600 mM sont regroupés dans un groupe intermédiaire AB. Par contre les rapports entre (tige/ racine) en l'absence de sel et à la concentration 400 mM constitue le troisième groupe B. Le groupe A présente un ratio supérieur que le groupe B.

Il apparaît de la lecture de tableau (**38, Annexe 10**), que la variété GIZA présente un rapport supérieur que la variété Q102, ce qui permet de la classer dans le premier groupe A. Par ailleurs la variété Q102 est classée dans le groupe B. Ces groupes indiquent que la racine chez la variété Q102 tolère la salinité plus que la variété GIZA.

Les résultats de l'interaction entre les deux facteurs (traitement x variétés) sur le rapport (Tige/Racine) à fait ressortir 3 groupes selon l'homogénéité (**Tableau 39, Annexe 10**). Les plantes traitées par la concentration 200 mM chez la variété GIZA présentent un ratio important que le témoin et les différents traitements d'NaCl, qui constitue le groupe A. Le groupe intermédiaire AB comporte le rapport (Tige/Racine) sous l'effet de 600 mM chez la variété GIZA. Les paires restantes sont regroupées dans le dernier groupe B qui sont caractérisés par des ratios très proches (Q102*200mM/ Q102*600mM/Q102*400mM/ GIZA*400mM/Q102*Témoin / GIZA*Témoin).

II.2.3.4. Biomasse fraîche totale des plantes

Les résultats de la biomasse fraîche (partie aérienne et souterraine) des deux variétés étudiées (GIZA et Q102) de *Chenopodium quinoa Willd* en fonction des concentrations croissantes appliquées de sel (NaCl), sont illustrés dans la figure (18).

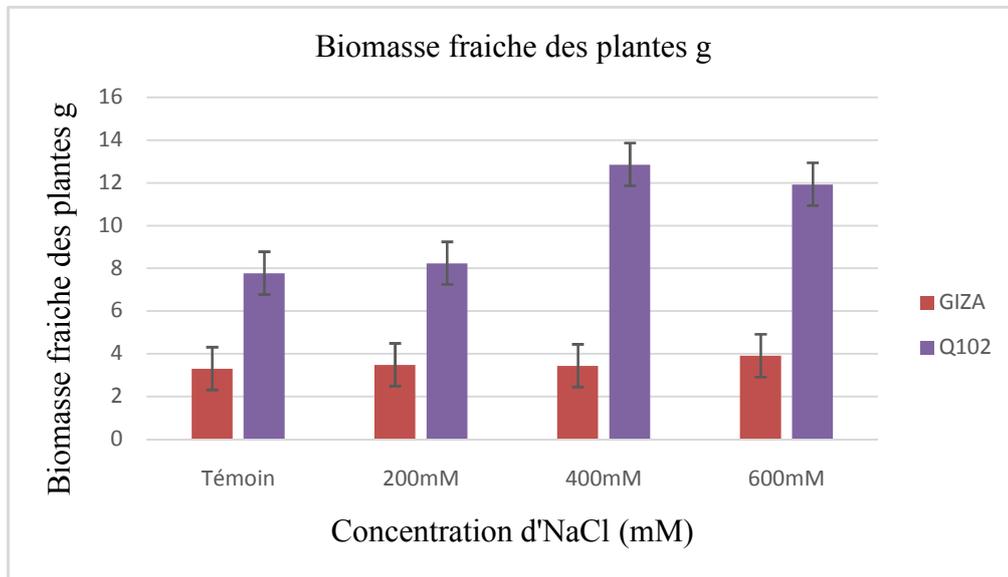


Figure 18: Variations de la biomasse fraîche des plantes de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salins (NaCl) après six semaines d’application

Il ressort de la figure(18) que la variété Q102 est influencée différemment par la salinité. En effet, la biomasse fraîche la plus élevée est enregistrée chez les plantes traitées avec la concentration 400 mM (12.85 g). Les plantes traitées indiquent des biomasses importantes qui sont de 8.23 g et 11.92 g respectivement sous l’effet 200 mM et 600 mM comparativement aux plantes témoin (7.76 g).

La deuxième variété (GIZA) est influencée légèrement par la salinité. Sa biomasse en absence de sel (Témoin) ou sous contrainte saline (200mM ; 400mM et 600mM) sont très proches. Les biomasses fraîches les plus importantes sont obtenues pour les plantes traitées avec des concentrations de sel de 200 mM et 400 mM, qui sont 3.48 g et 3.44 g respectivement. La biomasse maximale est enregistrée pour les plantes traitées avec 600 mM de sel 3.91 g, tandis que le témoin enregistre la valeur minimale (3.30 g) (**Figure 15**).

Statistiquement, les différences enregistrées dans les biomasses fraîches des plantes de témoin et traitées ne sont pas significatives aussi bien pour la variété Q102 ($P < 0,236$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 40, Annexe 11**), que pour la variété GIZA ($P < 0,708$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 41, Annexe 11**).

L'analyse de la variance à deux critères montre que le facteur traitement ($P < 0,183$; $\alpha < 0,05$) n' a aucun effet sur la biomasse fraîche des plantes , alors que le facteur variété ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) est présente un effet très hautement significatif pour les plantes traitées, tandis que l'interaction de ces deux facteurs (traitement x variété) n'a aucune action significatif sur la la biomasse fraîche des plantes ($P < 0,262$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 42, Annexe 11**).

Le tableau (**43, Annexe 11**) classe les variétés étudiées du quinoa et montre que la variété Q102 (groupe A) présente des biomasses fraîches plus élevées que la variété GIZA (le groupe B). Ce qui indique la différence de réponse variétale en termes de biomasse fraîche.

En revanche, l'analyse de test Tukey (HSD) de l'interaction (traitement x variétés) à fait ressort 3 groupes homogènes (**Tableau 44, Annexe 11**). Les paires appartenant à la variété Q102 sous les contraintes salines de 400 mM et 600 mM sont classées dans le premiers groupe A, elles présentent des moyennes élevées par rapport aux autres, ce qui indique que ces deux doses stimulent la croissance de cette variété.

Ensuite, la classe intermédiaire AB qui regroupe deux paires de la même variété (Q102) sous la concentration 200mM et en absence de sel). On remarque que les deux premiers groupes sont réservés pour la variété Q102 indiquant encore une fois l'effet positif de la salinité sur la biomasse fraîche des plantes de Q102.

Par ailleurs, pour la variété GIZA, l'ensemble des plantes traitées ou non se trouve dans le dernier groupe B, indiquant l'effet non significatif du sel sur la croissance en biomasse fraîche.

II.2.3.5. Poids frais des panicules

La figure (19) représente les variations des poids frais des panicules des plantes des deux variétés étudiées de *Chenopodium quinoa* Willd en fonction des concentrations croissantes appliquées de sel (NaCl).

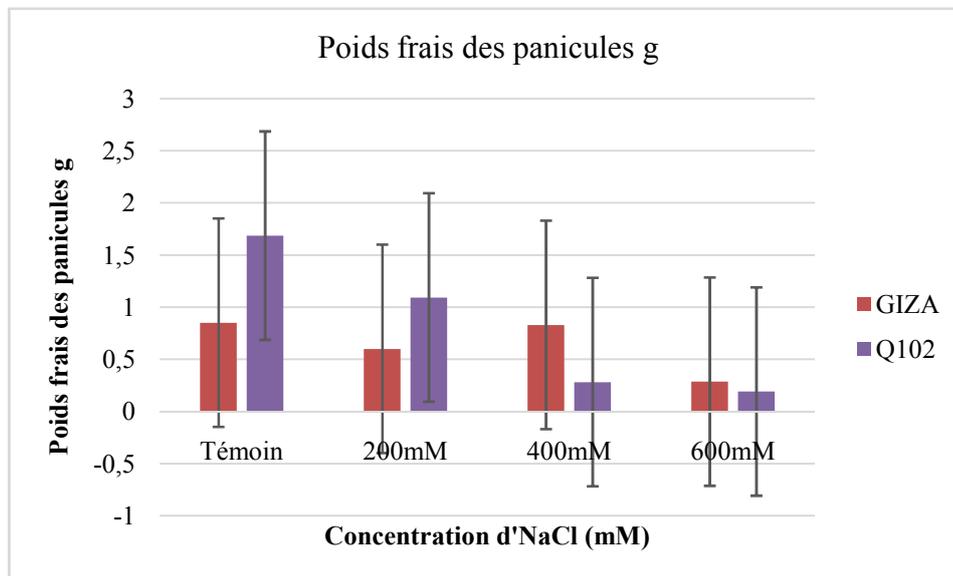


Figure 19: Variations du poids frais des panicules (g) de quinoa (GIZA et Q102) en fonction des traitements salines (NaCl) après six semaines d’application de stress (phase de maturation).

Selon la figure (19), il apparaît que la salinité affecte le poids des panicules frais des plantes de la variété Q102. En effet, le poids le plus élevé est enregistrée chez les plantes témoin (1.69 g), alors que les plantes traitées sont légèrement influencées par la concentration de sel, le poids varie de 1.09 g pour celles traitées avec 200 mM à 0.28 g pour les plantes traitées sous 400 mM en comparaison avec le témoin. Le poids frais le plus faible est enregistré pour les plantes traitées par 600mM de concentration saline (0.19 g). La deuxième variété (GIZA) est influencée différemment par la salinité. En effet, le poids frais le plus élevé est enregistrée chez les plantes témoin (0.85 g), tandis sous 200 mM et 400 mM NaCl, le poids frais est de 0.60 g et 0.83 g respectivement. Le poids le plus faible est enregistré pour les plantes traitées avec 600 mM de sel (0.29g).

L’analyse statistique montre des différences très hautement significatives vis-à-vis des poids frais des panicules des plantes témoins et traitées pour la variété Q102 ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) (Tableau 45, Annexe 12), et non significatives pour la variété GIZA ($P < 0,118$; $\alpha < 0,05$) (Tableau 46, Annexe 12).

L'analyse de la variance à deux facteurs montre que le facteur traitement ($P < 0,000$; $\alpha < 0,05$) a un effet très hautement significatif sur le poids frais des panicules, alors que le facteur variété ($P < 0,149$; $\alpha < 0,05$) n'a pas une influence significative chez les plantes traitées, tandis que l'interaction de ces deux facteurs (traitement x variété) est très hautement significatif ($P < 0,001$; $\alpha < 0,05$) (**Tableau 47, Annexe 12**).

La classification de Tukey des variantes du facteur effet de traitement (**Tableau 48, Annexe 12**), a fait ressortir deux groupes homogènes (A et C) et deux autres intermédiaires (AB et BC). Le groupe (A) comprend les poids frais des panicules estimés pour le témoin. Ce qui montre que le meilleur poids des panicules a été enregistré en l'absence de sel. Par ailleurs, dans le groupe (AB) se trouvent les plantes ayant un poids frais traitées sous 200 mM et dans le groupe (BC) celles sous le traitement 400 mM. Enfin, dans le groupe C se trouvent les plants à poids frais les plus sous la concentration 600 mM. Donc, on peut conclure que le poids frais des panicules diminue linéairement avec l'augmentation de la concentration de sel indiquant l'effet dépressif de NaCl sur ce paramètre qui est en relation avec le rendement de la plante.

Afin de comparer les poids frais des panicules aux différentes combinaisons entre les variétés de quinoa étudiées et les différents traitements d'NaCl appliqués. Nous avons analysé la variance de l'interaction reportée dans le tableau (**49, Annexe 12**). Les variations du poids frais des panicules ont permis de distinguer quatre groupes homogènes. Dont le premier groupe (A), les panicules de la variété Q102 en l'absence de sel enregistrent le poids le plus élevé par rapport aux autres combinaisons. Le groupe intermédiaire (AB) est en deuxième position contenant le poids des panicules de la variété Q102 sous l'effet de la concentration 200 mM de NaCl. Suivi par le groupe BC, où se trouvent les paires des poids frais estimés chez la variété GIZA : le témoin et sous l'effet de 200 mM et 400 mM. Le groupe C comporte les combinaisons suivantes : les poids des panicules des plantes de la variété GIZA sous 600 mM et celle de la variété Q102 sous 400 mM et 600 mM de NaCl.

II.2.3.6. Indice de sensibilité relative au sel (I.S.R.S.)

La figure (**20**) illustre les résultats de l'I.S.R.S. déterminant le niveau de sensibilité de deux variétés de plantes de quinoa (GIZA et Q102) face au stress salin induit par des concentrations croissantes d' NaCl.

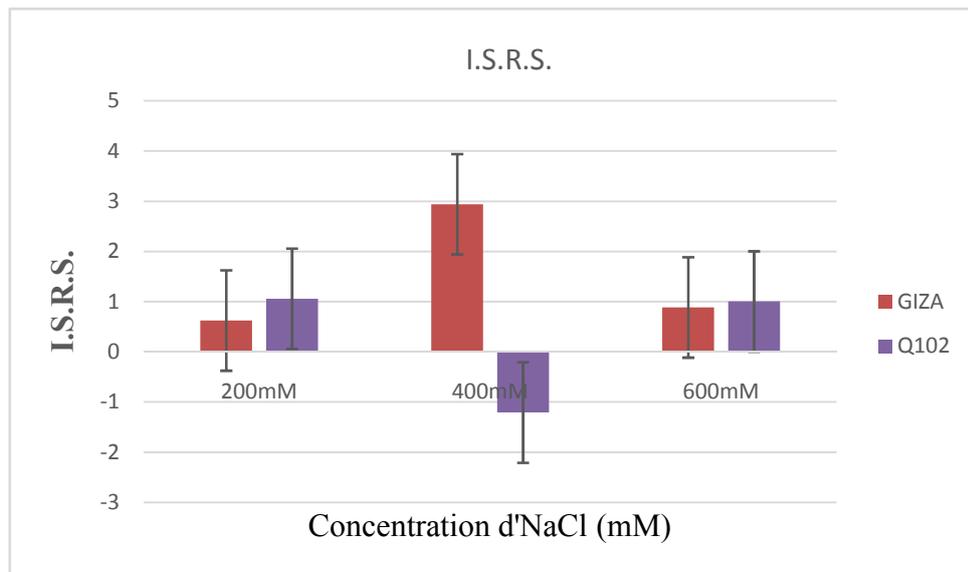


Figure 20: Variations de l'indice de sensibilité relative au sel (I.S.R.S) au stress salin des plantes de quinoa (GIZA et Q102) traitées au NaCl durant six semaines.

Il ressort de la figure (20) que l'I.S.R.S de la variété GIZA est maximal (2.94) pour les échantillons traités avec des concentrations de NaCl égales à 400 mM. Par rapport aux différentes concentrations. Cet indice diminue fortement chez les plantes traitées par la concentration 200 mM et 600 mM avec un I.S.R.S de 0,63 et 0,89 respectivement. La deuxième variété (Q102) est influencée différemment par la salinité. Elle montre des indices trop faibles où les deux traitements salins 200 mM et 600 mM montrent des indices presque semblables (I.S.R.S (200 mM)=1,06 et I.S.R.S (600 mM)= 1,01). Par contre, les plantes irriguées par la concentration 400 mM enregistrent un indice négatif (-1,21). Les plantes de la variété GIZA sont moins sensibles au stress salin par rapport à la variété Q102.

Les différences enregistrées dans I.S.R.S des plantes témoins et celles traitées ne sont pas significatives chez les deux variétés (la variété GIZA : $Pr < 0,639$; $\alpha > 0,05$) (Tableau 50, Annexe13), et (la variété Q102 : $Pr < 0,478$; $\alpha > 0,05$) (Tableau 51, Annexe13).

L'analyse de la variance à deux facteurs montre que le facteur traitement est non significatif ($Pr < 0,998$, $\alpha > 0,05$), de même, le facteur variété présente unedifférence non significative ($Pr < 0,388$, $\alpha > 0,05$), par conséquent l'interaction de ces deux facteurs (traitement x variété) n'influence pas significativement sur ce paramètre ($Pr < 0,327$, $\alpha > 0,05$) (Tableau 52, Annexe13).

II.2.4. Discussion

La deuxième partie de ce chapitre traite la réponse morpho-physiologique des plantes de deux variétés de quinoa sous l'effet des concentrations croissantes de NaCl à travers des paramètres morphologiques mesurées. Pour cela, la réponse au sel des plantes de quinoa est évaluée grâce aux paramètres morphologiques suivants : longueur de la partie aérienne et racinaire, et le ratio entre les deux parties ; la biomasse fraîche et le poids frais des panicules.

L'effet des traitements salins sur la croissance des deux variétés de quinoa soumises durant six semaines au stress salin avec différentes concentrations de NaCl se traduit par les résultats suivants :

La salinité diminue la croissance des plantes de la variété Q102 affectant la hauteur de la tige principale et l'allongement des racines et par conséquent le ratio entre la partie aérienne et souterraine est trop faible aux niveaux de différentes concentrations de sel et le témoin. Les faibles ratios montrent que la salinité favorise la croissance de la racine que la tige ce qui indique que la partie racinaire est plus résistante que la partie aérienne chez la variété Q102.

Malgré la réduction de croissance des deux parties de la plante (aérienne et souterraine) sous les contraintes salines appliquées, l'analyse de variance espèce de la variété Q102 indique l'absence d'un effet significatif des différents traitements salins (200 mM ; 400 mM et 600 mM) sur la hauteur de la tige principale ; la longueur de la racine et le ratio entre les deux (Tige/Racine). **Maas et al., (1987)** ont rapportés que dans la plupart des espèces halophytes comme le quinoa, la croissance diminue progressivement avec l'augmentation du taux de sel dans le milieu de culture au-dessus d'un seuil critique spécifique à chaque.

Selon **Ashraf et al., (2004)**, la réduction de la croissance des plantes dans des conditions salines est un phénomène courant, mais une telle réduction se produit différemment dans différents organes de la plante. En effet, la capacité des plantes à tolérer le stress salin varie selon le stade du développement durant leur cycle de vie (**Khan et al., 2002**) et l'émergence des plantules est essentielle pour la mise en place des populations végétales (**Khan et Gulzar, 2003**). La majorité des recherches indique que la plupart des cultures annuelles sont tolérantes au stade germination mais sensible au cours du développement végétatif précoce (**Maas et Grattan, 1999**).

Afin de s'adapter au stress salin, la plante peut éviter les dommages par la réduction de sa croissance (**Zhu, 2002 ; Benmahioul et al., 2009**). Selon **Zhu (2004)**, la réduction de la croissance en conditions de stress s'explique par sa capacité d'adaptation à la survie, résultante d'une accumulation de l'énergie et des ressources pour combattre le stress. Ceci, est due au fait que 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**). L'augmentation de la salinité entraîne une réduction et / ou un retard de croissance des plantes halophytes et glycophytes (**Ungar, 1982 ; Khan et al., 1984**). La mesure des paramètres morphologiques conduit à montrer que la salinité subie par les plantes de quinoa a modifié leur potentiel de croissance.

En général, la salinité peut réduire la croissance des plantes ou endommager les plantes soit par effet osmotique (provoquant un déficit hydrique), ou bien par effets toxiques des ions ou encore par un déséquilibre de l'absorption des nutriments essentiels causé par l'absorption réduite des ions essentiels, comme le K^+ , le Ca^{++} ou NO_3^- en liaison avec cette accumulation excessive (**Parihar et al., 2015**).

En effet, selon **Soltani (1988) in Haouala et al., (2004)**, le déséquilibre nutritionnel est une cause possible des réductions de croissance en présence de sel lorsque des ions essentiels comme K^+ , Ca^{2+} ou NO_3^- deviennent limitant. La salinité réduit la disponibilité de certains nutriments indispensable pour la croissance, le développement et même la survie des plantes (**Lachaal et al., 1995**).

Concernant l'effet de la salinité sur les plantes de quinoa, **Eisa et al., (2012)** ont rapportés que ni le stress osmotique, ni la carence ionique ou la toxicité ne semblent être déterminants pour *C. quinoa* dans des conditions salines. La réduction de la croissance induite par le sel est vraisemblablement due à un faible apport de photosynthèse résultant d'une capacité photosynthétique réduite.

Le traitement salin affecte la longueur de la partie aérienne (LPA) et celle de la partie racinaire (LPR). En conséquence, la salinité affecte fortement la croissance des racines et la morphologie, les différentes réponses aux niveaux physiologiques, biochimiques et moléculaires sont détectées, même dans les différentes zones racinaires (**Sharp et al., 2004**). Ainsi, il est intéressant d'examiner la croissance racinaire par rapport à l'allongement de la tige dans différentes conditions de stress salin (**Amouri, 2016**). En effet, la croissance des racines a été moins affectée par le sel que celle de l'appareil végétatif. Ils constatent aussi que la partie aérienne est plus touchée par la salinité que les racines comme le cas de la variété GIZA. La résistance du système racinaire au stress salin peut être due à une diminution de l'allocation du carbone pour la croissance foliaire au profit de la croissance racinaire (**Brugnoli et Björkman, 1992**).

Au contraire, les traitements salins de 200 mM et 600 mM stimulent la croissance en hauteur des plantes de la variété GIZA qui diminue sous l'effet de la concentration 400 mM. Par ailleurs, les longueurs des racines des plantes de la variété GIZA sont améliorées sous la

concentration 600 mM. Par contre, elles diminuent sous les traitements 200 mM, 400 mM. En effet, les ratios (Tige/Racine) sont très élevés chez les plantes traitées par les concentrations 200 mM et 600 mM, ils montrent l'effet stimulateur de salinité sur la croissance en hauteur des plantes que la croissance en profondeur. Ces forts rapports indiquent que la partie racinaire est plus sensible à la salinité que la partie caulinaire.

Ces résultats obtenus à partir de la variété GIZA reflètent l'étude statistique qui présente un effet hautement significatif des traitements salins sur la hauteur de la tige ; un effet significatif sur l'allongement de la racine et un effet très hautement significatif sur le ratio entre la tige et la racine, tout ça montre l'effet de salinité sur la croissance de la variété GIZA statistiquement.

Les halophytes sont des plantes d'environnements salés, capables de prospérer et de croître sous de fortes concentrations d'NaCl (**Hellebust, 1976; Flowers et al., 1986**). La capacité de certains de ces halophytes à résister à des conditions de sels élevés est due à deux mécanismes principaux : ces plantes excluent les puits de sel des feuilles (exclusion du sel) et le compartimentent dans des vacuoles (compartimentation du sel). Selon **Osmond et al., (1980)**, les halophytes tels que *Atriplex* spp. montrent une stimulation de la croissance à des concentrations d'NaCl qui sont inhibitrices de la croissance des non-halophytes.

La stimulation de la croissance induite par des salinités modérées ont été rapportées chez de nombreuses autres halophytes (**Lutts et Lefèvre, 2015**), et également chez *Chenopodium quinoa* Willd (**Hariadi et al., 2011**). Mais dans notre expérience, la croissance de la variété GIZA est stimulée à la salinité élevée de 600 mM. Cette stimulation pourrait être en grande partie la conséquence de l'augmentation de la teneur en eau des tissus (**Prado et al., 2000; Khan et al., 2005**). Ceci est soutenu par les tendances de la teneur en eau et succulence de cette espèce, corrélées à celles de poids frais de la plante. La capacité de *Chenopodium quinoa* Willd à prospérer même à 600mMNaCl implique que cette espèce exerce un contrôle strict sur l'absorption d'ions et la synthèse des osmorégulateurs dans toute la plante pour empêcher une accumulation continue de NaCl dans les tissus métaboliquement actifs (**Munns et Tester, 2008**).

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, qui peut expliquer l'augmentation de la hauteur de tige sous 600mM et 200 mM par rapport au témoin. Les halophytes et quelques glycophytes tolérantes réalisent l'ajustement osmotique en concentrant les sels dans leurs tissus. Une des stratégies d'adaptation consiste à synthétiser des osmoprotecteurs, principalement des composés aminés comme la proline et les sucres pour remplacer l'eau indispensable au métabolisme et augmenter son absorption (**Tuteja, 2007**). Cet

ajustement osmotique est un mécanisme majeur d'adaptation aux stress ionique et osmotique, permet aux plantes de maintenir leur croissance au fur et à mesure que leur potentiel hydrique diminue.

Par ailleurs, les racines ont un rôle central sur le contrôle de la transmission rapide d'information aux autres parties de la plante (**Bláha et Pazderu, 2013**). La salinité élevée peut inhiber l'allongement de la racine en ralentissant l'absorption de l'eau par la plante (**Werner et Finkelstein, 1995**). Ces changements dans le système racinaire vont causer un changement dans le bilan hydrique, ionique et la production des signaux (hormones) qui communiquent des informations à la tige (**Munns et al, 2000**). La plante entière est alors affectée lorsque les racines se développent dans un milieu salin (**Saboora et al., 2006**).

Les différents traitements salins (200 mM, 400 mM et 600 mM) améliorent fortement la biomasse fraîche des plantes de Q102. La salinité stimule donc ce paramètre. Selon **Maggio et al., (2010)**, la plupart des cultivars de quinoa ont une performance accrue leurs biomasses où sont affectés dans des conditions salines. A l'inverse, les plantes de GIZA présentent des biomasses trop faibles par rapport aux biomasses de la variété Q102.

L'analyse de variance révèle un effet non significatif entre les contraintes salines et le témoin chez les deux variétés. Mais il existe une différence de réponse variétale qui reflète l'effet très hautement significatif de facteur variété sur les biomasses fraîches des plantes.

Le stress salin appliqué par des concentrations croissantes de NaCl réduit fortement le poids des panicules frais par rapport au témoin chez la variété Q102 qui montre l'effet négatif du NaCl sur le poids frais des panicules avec une forte variabilité des valeurs obtenues ce qui révèle l'effet très hautement significatif des traitements salins. Par contre, la contrainte saline 400 mM ne réduit pas le poids des panicules par rapport au témoin. Sachant que les deux concentrations (200 mM et 600 mM) ont une action négative sur le poids frais des panicules. D'après l'analyse statistique, les traitements salins appliqués ne présentent pas d'effet significatif chez la variété GIZA.

Il est clair que la salinité est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité des plantes. Selon **Stavridou et al., (2016)**, la perte de rendement due au stress salin est étroitement liée à quatre contraintes majeures : (1) déficit hydrique, (2) toxicité des ions, (3) déséquilibre des nutriments, (4) restriction de l'absorption de CO_2 .

Nos résultats ne corroborent pas avec ceux de **Hariadi et al., (2011)** qui ont mentionnés que la croissance optimale des plantes de quinoa a été notée pour les concentrations de NaCl de 100 à 200 mM (10-20 dS/m), et les résultats obtenus de **Koyro et Eisa (2008)** ont indiqués la

réduction significative initiale du développement de la croissance pour le cultivar péruvien Hualhuas cultivé sous technique hydroponique à 200 mM d'NaCl.

L'effet de la salinité sur la longueur des tiges enregistrée était non significatif chez la variété Q102, 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). Au contraire des résultats portés par **Gómez-Pando et al., (2010)** ; **Adolf et Jacobsen (2013)** ; **Leonardus (2016)** montrent que la hauteur de la plante de quinoa a diminué de 10 à 30% lors de l'augmentation de la salinité. Notre expérience indique que la hauteur de tige principale diminue de 5% à 27.46% avec l'augmentation des concentrations salines appliquées chez la variété Q102.

Leonardus (2016) a constaté que la croissance racinaire de la variété de quinoa « Atlas » diminue de 30% sous l'effet de 100mM et 200mM par rapport au témoin. Nous avons trouvés des résultats similaires qui se présentent par une diminution de la longueur de racine par rapport au témoin de 35.72% et 30.4% respectivement chez la variété GIZA à 200 mM et Q102 à 600 mM.

On peut conclure que le système racinaire de la variété Q102 résiste plus que celui de la variété GIZA. Nos résultats concordent avec ceux de **Leonardus (2016)** qui ont également mentionné que la plupart des cultivars de quinoa ont une performance accrue leur biomasse ou sont à peine affectés. Dans la littérature, il a été constaté que certaines variétés de quinoa avaient même un rendement accru, jusqu'à 40% (**Gómez-Pando et al., 2010**).

L'étude de l'indice de sensibilité relative au sel ne diffère pas significativement entre les traitements salins pour les deux variétés de quinoa (GIZA et Q102). Sachant que l'indice le plus bas est enregistré chez la variété Q102 sous la concentration 400 mM. Par contre, l'indice maximal a été obtenu sous le traitement salin 400 mM pour la variété GIZA. Ces résultats ne concordent pas avec ceux de **Djeroudi (2017)** qui a mentionné que l'indice de sensibilité relative au sel a augmenté en fonction de la concentration de sel chez *l'Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. **Leye et al., (2012)** ont rapporté des valeurs allant de 0.15 sous 200mM à 2.44 sous l'eau de la mer respectivement chez *Jatropha*, ces résultats sont proches des nôtre, en effet, les indices de sensibilités varient entre 0.63 à 2.94 sous l'effet de 400mM à 600mM chez la variété GIZA.

La connaissance de la tolérance de la salinité au moment de la germination est une information utile mais non suffisante pour expliquer la distribution des espèces et leur développement dans les milieux salés (**Neffati, 1994**). La croissance des plantules est l'étape critique pour l'étude du comportement des plantes dans des conditions salines (**Bosque-Perez et**

al., 1998). Pour cela, la connaissance de l'effet de stress salin au stade plantule devient impérative pour la réhabilitation et le reboisement de l'espèce dans les zones qui sont touchées par le problème de salinité.

Ces résultats sont utiles mais non suffisantes pour compléter l'étude du comportement des deux variétés (GIZA et Q102) de *Chenopodium quinoa willd.* vis-à-vis du stress salin. Il nous manque les analyses biochimiques qui peuvent nous donner plus d'information sur la réaction des plantes pendant un stress salin malheureusement l'épidémie de virus covid-19 à causer l'arrêt de travail soudainement.

Conclusion

Conclusion et perspectives

Les problèmes de la salinité prennent une ampleur considérable dans le monde et en Algérie, affectant la germination, la croissance et le développement des plantes. La diversité de l'influence de la salinité sur la plante offre une gamme importante de critères physiologiques qui peuvent éclaircir la tolérance à la salinité de certaines espèces végétales, en effet, les plantes réagissent au stress environnemental par un ensemble de modifications morphologiques, anatomiques, physiologiques et biochimiques, ce qui permet aux plantes de maintenir leurs croissances, développements et productions. La résistance au sel apparaît comme un caractère polygénique contrôlé à différents niveaux d'organisation, de la cellule à la plante entière. Les mécanismes de réponse aux stress font intervenir un certain nombre de réactions au sein de ce processus physiologique.

Alors, 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 qui souffrent des problèmes de la salinisation des sols est envisagée, en effet le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) qui est une pseudo-céréale 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. De ce fait, l'introduction d'espèces nouvelles en Algérie, comme le quinoa constitue une solution durable.

L'évaluation de l'effet de stress salin sur quelques paramètres morpho-physiologiques chez deux variétés de *Chenopodium quinoa* Willd (GIZA et Q102) révèle une variabilité inter-variétale et intra-variétale par rapport à la tolérance au stress salin chez les variétés étudiées.

Cette variabilité concerne en premier temps la germination des graines étudiées à travers quelques paramètres permettant de définir la capacité et le comportement germinatif des graines sous les différentes contraintes salines (taux de germination final, la vitesse de germination journalière et la valeur germinative). En second lieu, l'étude de la croissance et du rendement estimé par la mesure de quelques paramètres morphologiques (hauteur de la tige, longueur des racines et le ratio entre les deux parties souterraine et aérienne, la biomasse des plantes, le poids des panicules et enfin l'indice de sensibilité relative au sel).

La variété GIZA présente un potentiel germinatif important de tolérance à la salinité par rapport à la variété Q102 qui est moins tolérante au stress salin. Nous avons constatés que :

Conclusion et perspectives

- Le comportement germinatif de la variété GIZA n'est pas affecté significativement par la salinité à forte concentrations saline pour tous les paramètres étudiés sauf pour la vitesse de germination journalière (VGJ) qui diminue proportionnellement avec l'augmentation de la concentration d' NaCl.
- La germination des graines de la variété Q102 semble être plus affectée aux fortes concentrations salines au niveau de tous les paramètres (du point de vu statistique).

Par ailleurs, un comportement variétal très différent entre les deux variétés à l'exposition de stress salin au cours de croissance, ainsi :

- La variété Q102 présente un potentiel important de tolérance à la salinité par rapport à la variété GIZA.
- Les différentes contraintes salines appliquées sur les plantes Q102 montrent l'absence d'un effet significatif des concentrations d'NaCl sur la hauteur de la tige, la longueur de la racine et le rapport (Tige/Racine) et la biomasse fraîche des plantes) tandis qu'un effet très hautement significatif, est enregistré au niveau de poids frais des panicules ce qui provoque une réduction progressive avec l'augmentation de la concentration.
- Les plantes de la variété GIZA sont affectées par les concentrations salines au niveau de la longueur de la partie aérienne et souterraine et par conséquence le rapport (Tige/Racine) est influencé et affecté par la salinité. Par contre, aucun effet significatif n'est remarqué sur les biomasses fraîches des plantes et le poids frais des panicules.
- L'étude de l'indice de sensibilité au stress révèle un effet non significatif du sel sur la croissance des deux variétés. Sachant que la variété Q102 semble être plus tolérante à la salinité à 400 mM.

Par ailleurs, l'étude de la réaction morpho-physiologique de quinoa en milieu salin n'est pas une finalité en soit, ce type d'approche permet d'avoir une vue globale de la réaction morpho-physiologique de la plante à son environnement, est potentiellement intéressante pour des études futures possibles. Surtout que le but final de ce travail n'est pas réalisé à cause de l'épidémie du Covid-19 qui nous à obliger d'arrêter la recherche sans arriver à l'état des analyses biochimiques qui peuvent donner plus d'informations et plus d'explications sur les variations du comportement des deux variétés à différentes concentrations salines.

Conclusion et perspectives

En perspective, il serait intéressant et judicieux :

De reprendre cet essai dans des conditions meilleurs, et débiter le travail plutôt, au mois d'octobre.

De compléter ce travail afin d'évaluer les propriétés biologiques de quinoa et leurs composés bioactifs en conditions salines à des fins nutritionnelles et pharmaceutiques.

Aussi, il serait préférable d'entreprendre des essais similaires dans des conditions naturelles (champs affectés par la salinité) où d'autres facteurs environnementaux aussi importants comme les hautes températures et le stress hydrique interviennent en même temps.

D'étudier l'effet du stress salin chez cette espèce durant tout le stade de développement jusqu'au stade grains pour déterminer les stades les plus sensibles à la salinité, il serait primordiale de poursuivre ces recherches à des stades plus avancés, afin de voir l'effet du stress salin sur la production en graine.

D'étudier l'hyper accumulation des sels chez le quinoa en vue de déterminer les possibilités de l'utilisation de ces plantes dans la phytoremédiation des sols salins surtout dans les régions arides et semi-arides.

De répondre aux questions suivantes :

Qu'elles sont les différentes stratégies de tolérance et d'adaptation morphologiques, physiologiques, biochimiques et génétiques de la variété Q102 ?

Pourquoi la germination des graines de Q102 est faible malgré la bonne croissance ?

Qu'est ce qui passe à l'intérieur de la plante et la graine de la variété GIZA sous 600mM de NaCl ?

Du point de vue de la biotechnologie végétale, il est intéressant de faire des travaux de recherches plus approfondis et plus ciblés sur cette espèce pour répondre non seulement à la préservation de la sécurité alimentaire mais aussi à sa valorisation dans le domaine de la santé.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

A

- Abugoch L., Castro E., Tapia C., Anón MC., Gajardo P., Villarroel A., (2009).** Stability of quinoa flour proteins (*Chenopodium quinoa* Willd.) during storage. *Int J Food Sci Tech.* 44:2013-2020.
- Abugoch, L.E., (2009).** Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Composition, chemistry, nutritional and functional properties. *Advances in Food and Nutrition Research*, 58: 1-31.
- Adolf VI., Jacobsen S.E., Shabala S., (2013).** Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd), *Environmental and Experimental Botany* 92 (2013) 43– 54.
- Adolf VI., Shabala S., Andersen MN., Razzaghi F., Jacobsen SE., (2012).** Varietal differences of quinoa's tolerance to saline conditions. *Plant Soil.* 357(1-2):117-129.
- Ahmad P., Azooz M.M., Prasad M.N.V., (2012).** *Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress.* Ed. Springer Science & Business Media, Berlin, Allemagne, 512 p.
- Ahmadzadeh M., Valizadeh M., Zaefizadeh M., Shahbazi H., (2011).** Antioxidative protection and electrolyte leakage in durum wheat under drought stress condition. *Journal of Applied Sciences Research* 7(3): 236-246.
- Ahoton LE., Adjakpa JB, Mpo IM et Akpo EL., (2009).** Effet des prétraitements des semences sur la germination de *Prosopis africana* (Guill., Perrot. et Rich.) Taub. (Caesalpinaceae). *Trop.* 27 (4) : 233-238. Alexandria University. Egypt. p76.
- Alan B., (2011).** Quinoa : An ancient crop to contribute to world food security Regional Office for Latin America and the Caribbean : PROPINA, p55.
- Alem C., Amri A., (2005).** Importance de la stabilité des membranes cellulaires tolérance à la salinité chez l'orge. *Maroc.* 4: 20-32.
- Alscher R.G., Erturk N., Heath L., (2002).** Role of superoxide dismutase (SODs) in controlling oxidative stress in plants. *Journal of Experimental Botany*, 53(372) : 1331-1341.
- Álvarez Mizui F., Kasai R., Ohtani K., Tanaka O., (1988).** Saponins from bran of quinoa, *Chenopodium quinoa* Willd. I. *Chem Pharm Bull*, 36: 1415-1418. Mizui, F., Kasai, R., Ohtani, K. & Tanaka, O. 1990. Saponins from bran of quinoa, *Chenopodium quinoa* Willd. II. *Chem Pharm Bull*, 38: 375-377.
- Amouri A., (2016).** Caractérisation moléculaire et biochimique en condition de stress salin de *Medicago truncatula* Gaertner. Thèse de doctorat : Génétique des Plantes. Université oran, 195p.
- Ashraf M., (2008).** Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. *Biotechnol. Adv*, 27(1) : 84–93.
- Ashraf M., Harris P.J., (2004).** Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants.-*Plant Sci.* 166: 3-16.

B

- 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.
- Baize D., (2000).** Guide des analyses en pédologie. 2ème édition. Institut National de la Recherche Agronomique, Paris : 206- 207.
- Belkhodja M., et Bidai Y., (2004).** Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse*, 4(15) :331-334.
- Ben Hebireche N., (2011).** Effet du stress salin sur l'accumulation de la chlorophylle chez le blé dur, p9. (mémoire étude de l'effet du stress salin sur la germination de blé dur (*triticum durum*)).
- Ben yahmed J., (2013).** Etude des propriétés de tolérance au déficit hydrique et au stress salin de génotypes appartenant au genre *Poncirus* et au groupe des mandariniers. Thèse de doctorat : Biologie Intégrative des Plantes. Université Centre international d'études supérieures en sciences agronomiques Montpellier, 210p.
- Ben Miled D., Boussaid M., Abdelkefi A., (1986).** Tolérance au sel d'espèces annuelles du genre *Medicago* au cours de germination. In : *Colloque sur les végétaux en milieu aride, 8-10 septembre 1986, Djerba, Tunisie.*
- Benidire L., Daoui Z., Fatemi Z., Achouak W., Bouarab L., Oufdou K., (2015).** Effet du stress salin sur la germination et le développement des plantules de *Vicia faba* L. (Effect of salt stress on germination and seedling of *Vicia faba* L.). *J. Mater. Environ. Sci.* 6 (3) :840-851.
- Benmahiou B., Daguin F., Kaid-Harche M., (2009).** Effet du stress salin sur la germination et la croissance in vitro du pistachier (*Pistacia vera* L.). *C. R. Biologies*, 332 :164- 170.

- 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 P.A., 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.
- Bhargava A., Shukla S., Ohri D., (2006).** Chenopodium quinoa-an Indian perspective. *Industrial Crops and Products*, 23: 73-87.
- Bidie A. dit Philippe, N'Guessan B.B., Yapo A. F., N'Guessan J.D. & Djaman A.J., (2011).** Activité antioxydante de dix plantes médicinales de la pharmacopée ivoirienne. *Sciences et Nature*, vol. 8 N° 1 : 1-11.
- Biondi P., Cianci C., Geraci G., Ruberto., *Flavour Fragr. J.* (2016).**8,331.
- Bláha L., Pazderů K., (2013).**Influence of the Root and Seed Traits on Tolerance to Abiotic Stress. *Agricultural Chemistry*. Edited by Margarita Stoytcheva and Roumen Zlatev. Published by InTech. 5. 1-89.
- Bonales-Alatorre E., Pottosin I., Shabala L., Chen ZH., Zeng F., Jacobsen SE., Shabala S., (2013).** Differential activity of plasma and vacular membrane transporters contributes to genotypic differences in salinity tolerance in halophyte species, *Chenopodium quinoa*. *Int J Mol Sci.* 14:9267- 9285.
- Bosque S.H., Lemeur R., Van Damme P., Jacobsen S.E., (2003).** Ecophysiological analysis of drought and salinity stress of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Rev. Int.*, 19(1-2), 111-119
- Bouaouina S., Zid E., Hajji M., (2000).** Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum* L.) .CIHEAM – Options Méditerranéennes. pp.-2.
- Bousselaoui., (2018).** Effets du stress salin sur la germination de quelques variétés introduites du quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.). Université Mohamed Khider de Biskra. Département des sciences de la nature et de la vie .pp: 4.
- Bouzid S., (2010).** Étude de l'effet de la salinité et de la présence du molybdène sur le comportement écophysologique de deux variétés de plantes de l'espèce *Phaseolus vulgaris*.L Thèse magister, Univ Mentouri Constantine. P 6 -9-4.
- Brady K., Ho, Ch.T., Rosen., R.T., Sang, S. & Karwe, M.V. (2007).** Effects of processing on the nutraceutical profile of quinoa. *Food Chemistry*, 100: 1209-1216.
- Brakez M., Harrouni M., C., Tachbib N., Daoud S., (2014).**Comparative effect of NaCl and seawater on germination of quinoa seed (*Chenopodium quinoa* willd). *Emir. J. Food Agric.* 26 (12): 1091-1096.
- Brugnoli E., Björkman O., (1992).** Growth of cotton under continuous salinity stress: influence on allocation pattern, stomatal and non-stomatal components and dissipation of excess light energy. *Planta*, 187 : 335-347.

C

- Cai Y., Luo Q., Sun M., & Corke H., (2004).**Antioxidant activity and phenolic compounds of 112 traditional Chinese medicinal plants associated with anticancer. *Life Sciences*, 74: 2157-2184.
- Calberg I & Mannervik B., (1985).** Glutathione reductase . *Methods in Enzymology*, 113 : 484-490.
- Camara B., Sanogo S., Cherif M., Kone D. (2018).** Effet du stress salin sur la germination des graines de trois légumineuses (*Phaseolus vulgaris*, *Glycine max* et *Vigna unguiculata*). *Journal of Applied Biosciences* 124: 12424-12432.
- Chartzoulakis K., Klapaki., (2000).** Response of tow greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. *Scientia Horticulture*, 86. PP 247-260.
- Chauhan G.S., Eskin N.A.M., Tkachuk R. (1992).** Nutrients and antinutrients in quinoa in seeds. *Gereal Chen.*, 69(1), 85-88.
- Colas F., Auger I. et Bettez M., (2006).** Evolution du pourcentage de germination et de la valeur germinative de lots d'épinette noir aorés 5 ans de recouvrement au centre de semences forestières de Berthier : premeir bilan. *Avis Techn. Minist. Des Ressou. Natur.et la faune. Québec*, 1-10.
- Cuadrado C., Ayet G., Burbano C., Muzquiz, M., Camacho, L., Cavieres, E., Lovon, M., Osagie A., Price K.R., (1995).**Occurrence of saponins and saponenols in Andean crops. *J Sci Food Agric*, 67: 169-172.
- Czabator F.j., (1962).**Germination Value : An Index Combining Speed and Completeness of Pine Seed Germination. *Forest Science*, 8, 386-396.

D

- Del Castillo C., Grégory M., et Winkel T., (2008).** Le quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente “ bio-équitable ”. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 12 (4): 421-435.
- 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.
- Dharm S., (2019).** Quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd*). Scientific Publishers, India, 258p.
- Dini, I., Tenore, G.C. & Dini, A. (2010).**Antioxydant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter *Chenopodium quinoa* seeds. *LWT-Food Science and Technology*, 43: 447-451.
- Dini, I., Tenore, G.C., & Dini, A. (2004).**Phenolic constituents of *Kancolla* seeds. *Food Chemistry*, 84: 163-168.
- Djerroudi O., (2017).**Caractérisation morpho- physiologique d’une halophyte, *atriplex*, aux conditions arides. Thèse de doctorat. Univ. Oran 1 Ahmed Ben Bella. Pp64.
- 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 K.A., Hamilton J.K., Rebers P.A. Smith F., (1956).** Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, 28 (3) : 350-356.

E

- Eisa SS., Hussin SA., Geissler N., Koyro HW., (2012).**Effect of NaCl salinity on water relations, photosynthesis and chemical composition of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as a potential cash crop halophyte. *Aust J Crop Sci.* 6:357-368.
- El Houssine T., Abdelmajid B., & Khadija S., (1997).**Effet d’un stress osmotique sur l’accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*). *Bulletin de l’Institut Scientifique, Rabat*, 1997-1998, n°21, pp. 81-87.
- EL youssfi L., (2013).** Durabilité d’un système de cultures non conventionnel irrigué par les eaux usées traitées dans la région d’Agadir. Thèse de doctorat : Environnement. Ecole nationale des sciences appliquées d’agadir, 181p.

F

- Fahramand M., mahmoody M., Keyha A., Noori M., et K.Rigi., (2014).**Influence of abiotic stress on proline , photosynthetic enzymes and growth .*Intl.Res.J.Appl.Basic.SCI.Vol.*,8(3),257-265.
- FAO., (2016).** (Food and Agriculture Organisation), 2016.Quinoa en Algérie. P16
- FAOSTAT., (2010).**<http://faostat.fao.org/sitr/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>.
- Fisher R.A. et Mauner R., (1978).**Drought resistance in spring wheat cultivars. I. Grain yield responses. *Aust. J.Agric.Res.*, 29 : 897-912.
- Flowers T. J., Hajibagheri M. A. and Clipson N. J. W., (1986).** Halophytes. *Quart. Rev. Biol.* 61, 313–337.
- Flowers TJ., Colmer TD., (2008).** Salinity tolerance in halophytes. *New Phytol* 179:945–963.
- Fuentes, F., & Bhargava ., A., (2011).** Morphological analysis of quinoa germplasm grown under lowland desert conditions. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 197: 124-134.
- Fuentes F., Paredes X., (2013).**Nutraceutical perspectives of quinoa: Biological properties and functional applications IN STATE OF THE ART REPORT ON QUINOA around the world in 2013.p278.Rome.

G

- Garza Aguirre R A., Hernández Piñero J L, Rocha Estrada A., Foroughbakhch-Pournavab R., Moreno-Limón. S., (2015).** Microanalysis of leaves of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. under saline conditions. *Int. Jour. Farm and Alli. Sci.* Vol., 4 (1): 26-31.
- Ghrib C.D., Kchaou R., Gharbi F., Rejeb S., Khoudja L., Nejib Rejeb M., (2011).**Euro. Journals Publishing, Inc. 50 (2011) 208
- Giannopolitis C.N. & Ries S.K., (1997).**Superoxide dismutases : I. occurrence in higher plants. *Plant Physiol.*, 59 : 309-314.
- Gianopolitis C.N., & Ries S.K., (1977).** Superoxide dismutase : I. occurrence in higher plants. *Plant Physiol.*, 59 : 309-314.
- Gill S., & Tuteja N., (2010).** Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry* (48), pp. 909-930.

Références bibliographiques

- Glenn EP., Brown JJ., (1999).** Salt tolerance and crop potential of halophytes. *Crit Rev Plant Sci* 18(2):227–255
- Gómez-Pando L.R., Álvarez-Castro R., Eguiluz-de la Barra A., (2010).** SHORT COMMUNICATION: 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.
- Grieve C M and Grattan S R,(1983).** Rapid assay for determination of water soluble quaternary ammonium compounds. *Plant and Soil* 70, 303-307.
- Grime JP., (1977).** Evidence for the existence of three primary strategies in plants and its relevance to ecological and evolutionary theory. *Am Nat* 111:1169–1194.
- Groome M. C., Axler S., Gifford D. J., (1991).** Hydrolysis of lipid and protein reserves in lobolly pine seeds in relation to protein electrophoretic patterns following imbibition. *Physiol. Plant* 83, 99-106.

H

- Hajlaoui H., Denden M., & Bouslama M., (2007).** Etude de la variabilité intraspécifique de tolérance au stress salin du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) au stade germination. *Tropicultura*, 25(3), 168-173.
- 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.
- Hamdani F., (2018).** Etude écogénétique de la réponse de jeunes plantules de *Crithmum maritimum* et d'*Atriplex halimus* à la salinité (NaCl). Thèse de doctorat : sciences agronomiques, Université kasdi merbah – ouargla, 282p.
- Han, X., Shen T., & Lou H., (2007).** Dietary polyphenols and their biological significance. *International Journal of Molecular Sciences*, 8: 950-988.
- Hans-Werner K., Sayed Said E., (2007).** Effect of salinity on composition, viability and germination of seeds of *Chenopodium quinoa* Willd. *Plant Soil* (2008) 302 : 79-90.
- 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.
- Hellebust J. A., (1976).** Osmoregulation. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 27, 485–505.
- Heller R., Esnault R., et Lance C., (1998).** L'eau dans la plante. In : *Physiologie végétale* Dunod, 1, 315 p.
- Herbilon M., (2015).** Le quinoa : Intérêt nutritionnel et perspectives pharmaceutiques. Thèse de doctorat : Pharmacie. université de Rouen U.F.R de médecine et de pharmacie, 124p.
- Hernandez J.E., Leon J., (1992).** Andean grains and legumes in Neglected crops 1492 from a different perspective, Spain, p135.
- Hillel D., (2000).** Salinity management for sustainable irrigation: integrating science, environment, and economics: The World Bank.
- Hirose Y., Fujita T., Ishii, T., & Ueno N., (2010).** Antioxidative properties and flavonoid composition of *Chenopodium quinoa* seeds cultivated in Japan. *Food Chemistry*, 119(4): 1300-1306.
- Huang B., (2016).** *Plant-Environment Interactions*. Ed. CRC Press Floride, États-Unis, 416 p.

J

- Jabnoute M., (2008).** Adaptation des plantes au stress salin : caractérisation de transporteurs de sodium et de potassium de la famille HKT chez le riz. Thèse Doct. CNRS/INRA/Sup. Agro.Univ./ Moutp II. 289P.
- Jacobsen S.E., & A. Mujica., (2000).** New elaborated products from quinoa: protein concentrates and colorants. In, *Proceedings of COST 814 Conference, Crop Development for Cool and Wet Regions of Europe*, Pordenone, 10-13 May, Italy, p. 44
- Jacobsen S.E., (2007).** Quinoa's world potential. In: Ochatt S, Jain SM (eds) *Breeding of neglected and under-utilized crops, spices and herbs*. Science Publishers, Enfield, pp 109–122
- Jacobsen S.E., Monteros C., Christiansen J., Bravo L., Corcuera L., Mujica A., (2005).** Plant responses of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to frost at various phenological stages. *Eur. J. Agron.*, 22(2),131-139
- Jacobsen S.E., Quispe H., Christiansen J.L and Mujica A.,(2000)** b.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 .Pp.511-516.

Références bibliographiques

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. JEAM P., CATMRINE T., GIUES L., 1998 - Biologie des plantes cultivées. Ed. L'Arpers, Paris, 150p.

Jacobsen, S.-E., (2003).The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food reviews international* 19(1-2): 167-177.

Jacobsen, SE, Quispe H, Mujica A., (2001) : Quinoa: an alternative crop for saline soils in the Andes. In: Scientists and farmer-partners in research for the 21st century. *CIP Program Report 1999-2000*, 403-408.

Jael Calla., (2012). Manejo agronómico del cultivo de la quinua

Jagendorf AT., Takabe T., (2001) Inducers of glycinebetaine synthesis in barley. *Plant Physiol* 127:1827-1835

Jamil, A., Shahid, M., Khan, M.M., Ashraf, M., (2007): Screening of some medicinal plants for

Jayakannan M., Bose J., Babourina O., Rengel Z. et shabala S., (2015). Salicylic acid in plant salinity Stress signalling and tolerance. *Plant growth regul.* Vol. 76, Issue 1, pp 25-40.

Joseph, B. and Jini, D.j., (2011). Development of salt stress-tolerant plants by gene manipulation of antioxidant enzymes. *Asian journal of agricultural research* 5(1): 17-27.

Jyothi-Prakash P.A., (2015)-Molecular and physiological studies of salt tolerance in the salt-secreter mangrove *avicennia officinalis*. A thesis submitted for the degree of doctor of philosophy (ph.D.) faculty of scien. Nation. Univer. of Singapore. 128p.

K

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.

Khan MA Gul B., Weber DJ., (2002). Seed germination in relation to salinity and temperature in *Sarcobatus vermiculatus*. *Biologia Plantarum*. 45: 133-135.

Khan MA., Gulzar S., (2003). Germination Responses of *Sporobolus Ioclados*: A Saline Desert Grass. *J. Arid Environ.* 53: 387-394.

Khan, M.A., Ungar, I.A., (1984). The effect of salinity and temperature on germination of polymorphic seeds and growth of *Atriplex triangularis*. – *Am. J. of Botany* 71: 481-489.

Kim D.-O., Jeong S. W. & Lee C. Y., (2003). Antioxydant capacity of phenolic phytochemicals from various cultivars of plums. *Food Chemistry*, 81 : 321-326.

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.

Koyro H.W., et Eisa S., (2007). Effect of salinity on composition, viability and germination of seeds of *Chenopodium quinoa* Willd. *Springer Science, Plant Soil* (2008) 302:79-90

Koyro HW., (2003). Study of potential cash crop halophytes in a quick check system. *Task Veg Sci.* 38:5-17.

Koyro HW., Lieth H., Eisa SS., (2008). Salt tolerance of *Chenopodium quinoa* Willd. In Leith H, Sucre MG, Herzog B (eds) *Mangroves and halophytes: restoration and utilization*, Springer, Dordrech, the Netherlands pp.133-145.

Kuljanabhadgavad T., Thongphasuk, P., Chamulitrat W., & Wink M., (2008). Triterpene saponins from *Chenopodium quinoa* Willd. *Phytochemistry*, 69: 1919-1926.

L

Laguna P., (2002). Competitividad, externalidades intemalidades: un reto para les organizaciones economicas campesinas. *Debate Agrario, Analysis y Alternativas*. Lima, Pérou. 34:95-169.

Lebonvallet S., (2008). Implantation du quinoa et stimulation de sa culture sur l'altiplano bolivien. Thèse de doctorat : Agronomie. L'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech), 246p.

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.

Leonardus A., (2016). The effect of salinity on plant growth and grain production of non-bitter varieties of *Chenopodium quinoa*. Thèse de doctorat : Plant Biotechnology Final Report. Université Wageningen, 69p.

Levitt J., (1980). Responses of Plants to Environmental Stresses: Water, Radiation, Salt, and other stresses. Academic Press, New York, pp. 365-488.

Leye El H.M., Macoumba D., Ndiaye F., Bassirou D., Maiguizo D.H., et Tahir D., (2012). Effect de la mcorhization et de la salinité sur la croissance, les réponses biochimiques et la productivité de *Jatropha curcas* L., cultivée sous serre Int. J. Biol. Chem. Sci. 6(4) : 1741-1760.

Lokhande I., Suprasanna P., (2012). Environmental Adaptations and Stress Tolerance of Plants in the Era of Climate Change. 1^{ère} édition, Springer Science+Busine Media, New York Dordrecht Heidelberg London, 515p.

M

Mâaleem, S., Rahmoune, C., (2009). Toxicity of the salt and pericarp inhibition on the germination of some *Atriplex species*. Am.-Eurasian J. Toxicol. Sci. 1, 43-49.

Maas EV., Grattan SR., (1999). Crop yields affected by salinity. Agricultural Drainage, Agronomy Mongraph No. 38. Soil Science Society of America, Madison, WI. pp. 55-108.

Maas, E.V., Grieve, C.M., (1987). Sodium induced calcium deficiency in salt-stressed corn. – Plant Cell and Environment 10: 559-564.

Maillard, J., (2001). Le point sur l'Irrigation et la salinité des sols en zone sahélienne.

Mäkelä P., Kärkkäinen J., Somersalo S., (2000). Effect of glycine betaine on chloroplast ultrastructure, chlorophyll and protein content, and RUBISCO activities in tomato grown under drought or salinity. Biol Plant 43:471–475.

Mallek-Maalej E., Boulasnem F., Ben Salem M., (2004). Effet de la salinité sur la germination de graines de céréales cultivées en Tunisie. *Cahiers Agriculture*, vol 12, (2004), pp 153-6.

Mastebroek, H.D., Limberg, H., Gilles, T., & Marvin, H.J.P., (2000). Occurrence of saponin in leaves and seeds of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Journal of the Sciences of Food and Agriculture, 80: 152-156.

Menacer F., (2007). Contribution à l'étude de l'effet de la salinité sur un marqueur biochimique, cas de la proline chez *Atriplex halimus* L. et *Atriplex conescens* (purch) Nntt, Pp99.

Monneveux, Ph. & Nemmar, M., (1986). -Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre (*Triticum aestivum* L.) et chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.): Etude de l'accumulation de la proline au cours du cycle de développement. *Agronomie*, 6 (6), pp. 583-590.

Mujica A., Canahua A., (1989). Fases fenológicas del cultivo de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willdenow). In: *Curso Taller, Fenología de cultivos andinos y uso de la información agrometeorológica. Salcedo, 7-10 agosto, INIAA, EEZA-ILLPA, PICA, PISA. Puno, Perú.* p. 23-27.

Mujica, A., 1994. Andean grains and legumes. In J.E.H. Bermejo & J. Leon, eds. Neglected crops: 1492 from a different perspective, p. 131-148. Plant production and protection. Rome, FAO.

Munns R., (2005). Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytol* 167, 645– 663.

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. *Annu Rev Plant Biol*. 59:651-681.

Munns, R., Greenway, H., & Kirst, G. (1983). Halotolerant eukaryotes *Physiological Plant Ecology* III (pp. 59-135): Springer.

N

Ndeye Thioro D., (2000). Evaluation au champ et en, conditions de salinité des performances agromorphologiques et physiologiques de lignées de riz *Oryza sativa* L. cultivar 1 Kong Pao (IKP) sélectionnées in vitro en présence de sel. Thèse de doctorat de 3^e cycle, Univ cheikh anta diop de dakar. P 2.

Neocleous D., et Vasilakakis M., (2007). Effects of NaCl stress on red raspberry (*Rubus idaeus* L. and *Autumn Bliss* L.). *Scientia Horticult.*, 112 : 282-289.

Nsimba, R.Y., Kikuzaki, H. & Konishi, Y., (2008). Antioxidant activity of various extracts and fractions of *Chenopodium quinoa* and *Amaranthus* spp. seeds. *Food Chemistry*, 106(2): 760-766.

O

Oakenfull, D. & Sidhu, G.S., (1990). Could saponins be a useful treatment for hypercholesterolemia. *Eur J Clin Nutr*, 44: 79-88.

Osmond, C.B., Bjorkman, O., Anderson, D.J. (1980). Physiological processes in plant ecology. Toward a synthesis with *Atriplex*. – New York, Springer-Verlag.

Références bibliographiques

Ouerghi, F., Ben-Hammouda, M., Teixeira Da Silva, J.A., Albouchi, A., Bouzaïen, G., Aloui, S., and Nasraoui, B., (2015). The effects of vapor gradient on some physiological traits of durum wheat and barley leaves under water stress. *Agriculturae Conspectus Scientificus (ACS)*, 79(4), 261-267.

P

Pal, B., Singh, C., and Singh, H., (1984). Barley yield under saline water cultivation. *Plant Soil* 81, 221- 228.

Pappier U., Pinto VF., Larumbe G., Vaamonde G., (2008). Effect of processing for saponin on fungal contamination of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Int J Food Microbiol.* 125(2):153-157.

Parent C., Capellin ., and Datj., (2008). Formes réactives de l'oxygène, stress et mort cellulaire chez les plantes. *C. R. Biol*, 331 (4) : 255–261.

Parida A.K., and Das A.B., (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety* (60), pp. 324-349.

Parida AK., Das AB, Mitra B, Mohanty P., (2004). Salt-stress induced alterations in protein profile and protease activity in the mangrove *Bruguiera parviflora*. *Zeitschrift für Naturforschung C* 59(5-6):408–414.

Parihar P., Singh S., Singh R., Singh V., Prasad M., (2014). Effect of salinity stress on plants and its tolerance strategies: a review. *Environ Sci Pollut Res* (2015) 22: p. 4057- 4075.

Pessaraki M., (2016). Handbook of Plant and Crop Stress. Ed. CRC Press, Floride, États-Unis, 1245 p.

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.

Prado FE., Boero C., Gallarodo M., Gonzalez JA., (2000). Effect of NaCl on germination, growth and soluble sugar content in *Chenopodium quinoa* wild seeds. *Bot Bull Acad Sinica* 41:27–34.

R

Räsänen, L.A., (2002). Biotic and abiotic factors influencing the development of N₂-fixing symbioses between rhizobia and the woody legumes *Acacia* and *Prosopis*. Academic dissertation in microbiology. Helsinki. Thesis. 80Pp.

Rasool, R., Hamees, A., Azooz, M.M., Rehman, M., Siddiqi., T.O., and Ahmad., P. (2013). Salt stress : causes, types and responses of plants. *Ecophysiology and responses of plants under salt stress. Acta Physiologiae Plantarum.* Volume 35, Issue 4, pp 1039-1050.

Raven JA., (1985). Regulation of pH and generation of osmolarity in vascular land plants: costs and benefits in relation to efficiency of use of water, energy and nitrogen. *New Phytol* 101:25–77

Rea J., TAPIA M.E., MUJICA A., (1979). Prácticas agronómicas. La Quinoa y la Kañiwa,

Rengasamy P., (2006). World salinization with emphasis on Australia. *Journal of Experimental Botany* 57, 1017-1023. doi : 10.1093/jxb/erj108.

Repo-Carrasco R., (1992). Andean Crops and Infant Nourishment. University of Helsinki. Institute of Development Studies. Report B 25. Finland

Repo-Carrasco, R., (2001). Contenido de aminoácidos en algunos granos andinos. En: Avances en Alimentos y Nutrición Humana. Programa de Alimentos Enriquecidos. Universidad Nacional Agraria La Molina. Publicación 01/91.

Repo-Carrasco, R., Hellström, J., Pihlava, J. & Mattila, P., (2010). Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Food Chemistry*, 120: 128-133.

Repo-Carrasco-Valencia., R.A.M. & Serna, L.A., (2011). Quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd.) as a source of dietary fiber and other functional components. *Ciênc Tecnol Aliment*, 31(1): 225230.

Rhodes D., Hanson AD., (1993). Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants. *Ann Rev Plant Physiol Mol Biol* 44:357–384

Richard A., James., Rana Munns Susanne Von Caemmerer., Carlos Trejo., Celia Miller & Tony (A.G.) Condon., (2006). Photosynthetic capacity is related to the cellular and sub cellular partitioning of Na, K⁺ and Cl⁻ in salt-affected barley and durum wheat. *Plant Cell and Environment*. P : 2185.

Risi, J., (1991). L'Investigación de la quinoa en Puno. In: L. Arguelles y R. Estrada (eds) *Perspectivas de la investigación agropecuaria para el Altiplano*. Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo. Proyecto de Investigación en Sistemas Agropecuarios Andinos. Convenio ACIDI-CIIDINIAA. Lima, Peru. pp 209-258.

Rivero R.M., Teresa C.M., Mittler R., Francisco Rubio F., Garcia-Sanchez F., and Martinez., V.(2014).The combined effect of salinity and heat reveals a specific physiological, biochemical and molecular response in tomato plants *Plant, Cell and Environment* 37, 1059-1073.

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.

Rojas A., Schachterle W., Xu., S.M., Martín, F., and Black, B. L., (2010).Direct transcriptional regulation of Gata4 during early endoderm specification is controlled by FoxA2 binding to an intronic enhancer. *Dev. Biol.* 346, 346-355.

Rjeibi W., Kahlaoui B., Hachicha M., (2015)., effet de l'irrigation avec des eaux salées sur une culture de quinoa
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.

S

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.

Saboora, A. Kiarostami, K., Behroozbayati, F., and Hajhashemi, S., (2006). Salinity (NaCl) tolerance of wheat genotypes at germination and early seedling growth. *Pak. J. Biol. Sci.* 9(11), 2009-2021.

Sairam R.K. et Tyagi A., (2004).Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Current Science* 86, 407-421.

Santini J., Giannettini J., Herbette S., Pailly O., Ollitrault P., Luro F. and Berti, L., (2012). Physiological and biochemical response to photooxidative stress of the fundamental citrus species. *Scientia Horticulturae* 147: 126-135.

Sayed S., Eisa and Safwat H., (2015). Ali. Biochemical, Physiological and Morphological Responses of Sugar Beet to Salinization. *Reserch Grate*

Scalbert Hanahan, D., & Weinberg, R.A., (2000). The hallmarks of cancer. *Cell*, 100(1): 57-70.

Sekmen AH, Turkan I, Takio S (2007). Differential responses of antioxidative enzymes and lipid peroxidation to salt stress in salt-tolerant *Plantago maritima* and salt-sensitive *Plantago media*. *Physiol Plant* 131:399–411

Setlow J.K. (2005). Genetic Engineering: Principles and Methods. Ed. Springer Science & Business Media, Berlin, Allemagne, 262 p.

Shabala S, Hariadi Y, Jacobsen SE (2013).Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differential control of xylem Na⁺ loading and stomatal density. *J Plant Physiol.* 17:906-914.

Shabala, S., & Cuin, T.A., (2008). Potassium transport and plant salt tolerance. *Physiologia Plantarum*, 133(4), 651-669.

Shahidi, F. & Naczk, M. (1995). Food phenolics. Lancaster, USA, Technomic Publishing Co., Inc.

Shannon M C., (1984). Effects of salinity on growth and accumulation of organic ions in cultivated and Willd tomato species, *Journal of the American Society for horticultural Science* 112: 416 – 423.

Shui G. & Leong L. P., (2006).Residue from star fruit as valuable source for functional food ingredients and antioxidant nutraceuticals. *Food Chemistry*, 97, 277-284.

Singh M., Kumar J., Singh S., Singh V.P. et Prasad S.M., (2015). Roles of osmoprotectants in improving salinity and drought tolerance in plants: a review *Rev. Environ Sci Biotechnol* September, Volume 14, Issue 3, pp407-426.

Singleton V.L. et Rossi J.A., (1965).Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic phosphotungstic acid reagents. *Am. J. Enol. Viticult.*, 16 : 144-158.

Sivritepe N., Sivritepe HO., Eris A., (2003). The effects of NaCl priming on salt tolerance in melon seedlings grown under saline conditions. *Sci Hortic* 97:229–237

Slam A.,(2006).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, 87 p.

Slama F., (2004). La salinité et la production végétale. Centre de publication universitaire, Tunis.163P.

Références bibliographiques

- 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 ;
- Stavridou E., Hastings A., Webster Rj., Robson Prh., (2016).** The impact of soil salinity on the yield, composition and physiology of bioenergy grass *Miscanthus x giganteus*. *GCB Bioenergy*. doi: 10.1111/gebb.12351.
- 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.
- Sun B., Ricardo-da-Silva J. M. & Spranger I., (1998).** Critical factors of vanillin assay for catechins and proanthocyanidines. *J Agric. Food Chem.*, 46 (10) : 4267-4274.
- Szabolcs I., (1994).** Soils and salinization. In: Pessaraki, M. (Ed.), *Handbook of Plant and Crop Stress*. Marcel Dekker, New York: 3-11.
- Szafer-Hadjrych M. & Goślińska, (2004).** The quantitative determination of phenolic acids and antimicrobial activity of *Symphoricarpos albus* (L.) Blake. *Acta Poloniae Pharmaceutica-Drug Research*, 61(1) : 69-74.

T

- Tahri E.H., Belabed A.M., Et SADKI K., (1998).** Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*). Université Mohamed Premier. Maroc. Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, 2 : 81-87.
- Tapia García, Guillermo (2003).** Las reformas educativas en México a partir de la descentralización. En busca de una nueva gobernabilidad y de la transformación de la gestión escolar. Texto Abierto, Revista semestral de la Universidad Iberoamericana León. Número 3-4, (Primavera).
- Tapia M., (2000).** Capítulo III: Agronomía de los cultivos andinos. Granos andinos: quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) En: Cultivos andinos subexplotados su aporte a la alimentación. C. Moron (Ed). Cultivos andinos 1.0/FAO.
- Tester, M. and Davenport, R. (2003).** Na⁺ Tolerance and Na⁺ Transport in Higher Plants. *Annals of Botany* (91): 503-527. Tolerance. Ed. Springer, Berlin, Allemagne, 292p.
- Torreillas A., Leon A., Del Amor F., Martinez-Mompean M.C., (1984).** Rapid determination of leaf Chlorophyll in discs limonero. *Fruits*, 39:617 - 622.
- Tremblin, G., (2000).** Comportement auto-écologique de *Halopeplis amplexicaulis*: plante pionnière des Sebkhass de l'Ouest algérien. *Science et changements planétaires/Sécheresse*, 11(2), 109-116.
- Tripathi B.N., Müller M., (2015).** Stress Responses in Plants: Mechanisms of Toxicity and Tolerance. Ed. Springer, Berlin, Allemagne, 292 p.
- Turkan I., Bor M, Ozdemir F., Koca H., (2005).** Differential responses of lipid peroxidation and antioxidants in the leaves of drought tolerant *P. acutifolius* Gray and drought sensitive *P. vulgaris* L. subjected to polyethylene glycol mediated water stress. *Plant Sci* 168:223–231
- Türkan I., Demiral T., (2009).** Recent developments in understanding salinity tolerance. *Environ Exp Bot* 67:2–9
- Tuteja N., Gill S.S., Tiburcio A.F., Tuteja R., (2012).** Improving Crop Resistance to Abiotic Stress.

U

- Ungar I.A., (1982).** Germination ecology of halophytes. – In: Sen DN, Rajpurohit KS, eds. Contributions to the ecology of halophytes. The Hague: Dr. W. Junk Publishers, 143154.

V

- Venkateswarlu B., Shanker A.K., Shanker C., Maheswari M. (2011).** Crop Stress and its Management: Perspectives and Strategies. Ed. Springer Science & Business Media, Berlin, Allemagne, 612 p.
- 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
- Vinocur B., et Altman A., (2005).** Recent advances in engineering plant tolerance to abiotic stress: achievements and limitations. *Current Opinion in Plant Science* 16, 1-10.
- Visser T. (1956).** Chilling and apple seed dormancy. *Proc. K. Ned. Akad. Wet. C.* 59, 314- 324.

W

- Weber H., Heim U., Golombek S, Borisjuk Land Wobus U., (1998).** Assimilate uptake and the regulation of seed development. *Seed Sci Res* 9:331–345
- Werner JE, Finkelstein RR (1995).** Arabidopsis mutant with reduced response to NaCl and osmotic stress. *Physiol. Plant.* 93: 659–666.

Références bibliographiques

Weschke W, Panutz R, Sauer N, Wang Q, Neubohn W, Weber H, Wobus U (2000) Sucrose transport into barley seeds: molecular characterization of two transporters and implications for seed development and starch accumulation. *Plant J* 21:455–467

Wilson H.D., (1990). Quinoa and Relatives (Chenopodium sect. Chenopodium subsect. Cellulata). *Economic botany*. 44:92-110.

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(12), 2689-2704.

Winkel T.(2009). Le Quinoa : le succès bio équitable d'une plante ancestrale. *Actualité scientifique*, 329: 2.

Y

Yadav R.N.S. and Agarwala M., (2011).Phytochemical analysis of some medicinal plants. *Journal of Phytology*, 3(12) : 10-14.

Yeo, A.,(1998). Predicting the interaction between the effects of salinity and climate change on crop plants. *Sci. Hort.* 78, 159-174.

Z

Zhu J-K., (2002).Salt and drought stress signal transduction in plants. *An. Rev. Of Plant Biol.* 53: 247-73.

Zhu, J. K.,(2007)- Plant Salt Stress: John Wiley & Sons, Ltd.

ZhuJ.K., (2004), Regulation of ion homeostasis under sal stress, *Curr,Opin,Plant,Biol*,Vol 6,pp 41-45.

Žróbek A., (2012). Environmental Adaptations and Stress Tolerance of Plants in the Era of Climate Change. 1^{er} édition, Springer Science+Busine Media, New York Dordrecht Heidelberg London, 515p.

FAO :<http://www.fao.org/quinoa/fr/>

<http://www.fao.org/regional/lamerica/prior/segalim/prodalim/prodveg/cdrom/contenido/libro10.htm>

Annexes

Annexe

Annexe 1

Méthode de calcul de la capacité de rétention Ce

Dans un pot de gobelet plastique perforé à sa base (P_0), on met 100 g de sable lavée (P_1), puis on verse l'eau distillée jusqu'à saturation. pot est ensuite couvert avec un papier aluminium pour éviter l'évaporation de l'eau et mis sur la paille pendant 48 heures. Après cette durée de temps, le pot est repesé (P_2).

Calcul de la capacité de rétention CR pour 100 g de sable

$$P_0 = 2,42 \text{ g} \quad P_1 = 100 \text{ g} \quad P_2 = 122,14 \text{ g}$$

$$CR = (P_2 - P_1) - P_0 = (122,14 - 100) - 2,42 = 19,72 \text{ g}$$

La capacité de rétention pour 100 g de sable est égale 20,94 ml.

Calcul de la capacité de rétention CR pour le substrat

$$19,72 \text{ ml} \rightarrow 100 \text{ g} \quad CR \text{ ml} \rightarrow 2317,2 \text{ g}$$

Calcul de la capacité de rétention à 30 % et 60 %

$$\text{Pour } 30\% \quad 456.95 \text{ ml} \rightarrow 100\% \quad CR_{30\%} \text{ ml} \rightarrow 30\% \quad CR_{30\%} = (456.95 \times 30) / 100 = 137,08 \text{ ml}$$

$$\text{Pour } 60\% \quad 456.95 \text{ ml} \rightarrow 100\% \quad CR_{60\%} \text{ ml} \rightarrow 60\% \quad CR_{60\%} = (456.95 \times 60) / 100 = 274,17 \text{ ml}$$

La capacité de rétention à 30 % et 60 % est égale 137,08 et 274,17 ml respectivement pour 2317,2 g de substrat.

Annexe 2 : Echantillonnage



Figure 21: Etapes d'échantillonnage des feuilles.

Annexe 3 : Composition de la solution nutritive Hoagland

Tableau 6: Composition de solution nutritive « Hoagland » pour 500 ml.

<i>Composition</i>	<i>Solution de stockage</i>	<i>ml de solution de stockage pour 500 ml</i>
<i>Macronutriments</i>	$\frac{1}{2}$ L= 500ml	$\frac{1}{2}$ L= 500ml
<i>2M KNO₃</i>	<i>101 g/500ml</i>	<i>0.625 ml</i>
<i>1M Ca(NO₃)₂ 4H₂O</i>	<i>118 g/250ml</i>	<i>0.625 ml</i>
<i>Iron (sprint 138 Fe chelate)</i>	<i>7.5 g/500ml</i>	<i>0.375 ml</i>
<i>2M MgSO₄ 7H₂O</i>	<i>246.5 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>1M NH₄NO₃</i>	<i>40 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>Micronutriments</i>	$\frac{1}{2}$ L	
<i>H₃BO₃</i>	<i>1.43 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>MnCL₂ 4H₂O</i>	<i>0.905 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>ZnSO₄ 7H₂O</i>	<i>0.11 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>CuSO₄ 5H₂O</i>	<i>0.0255 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>H₃MoO₄ H₂O or</i>	<i>0.045 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>NaMoO₄ 2H₂O</i>	<i>0.06 g/500ml</i>	<i>0.25 ml</i>
<i>Phosphate</i>	$\frac{1}{2}$ L	
<i>1M KH₂PO₄ (pH à 6)</i>	<i>68g/500ml</i>	<i>0.125</i>

Annexe 4



Figure 23: Mesure de la longueur de tige et racine des plantes de de quinoa âgées 110 jours (GIZA et Q102).

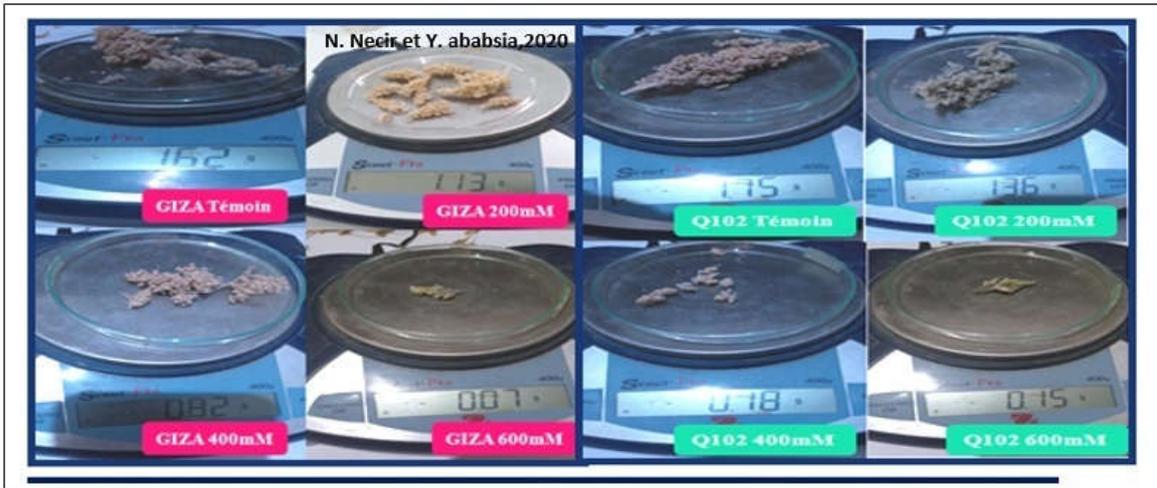


Figure 22: Mesure des poids frais des panicules des plantes de quinoa âgées 110 jours (GIZA et Q102).

Annexe 5 : Taux de germination final (TGF%)

Tableau 7: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le TGF% de la variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (TGF%).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	4,000	1,333	1,000	0,441

Tableau 8: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le TGF% de la variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (TGF%).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	2820,000	940,000	14,388	0,001

Tableau 9: Analyse de la variance à deux facteurs (variété et traitement) des résultats de taux de germination. Sum of Squares (TGF%).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F	
Variété	1,000	17496,000	17496,000	524,880	0,000	Très hautement significatif
Traitement	3,000	1344,000	448,000	13,440	0,000	Très hautement significatif
Variété*Traitement	3,000	1480,000	493,333	14,800	0,000	Très hautement significatif

Tableau 10: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre «TGF%».

Modalité	Groupes	
200mM	A	
Témoin	A	
400mM		B
600mM		B

Tableau 11: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre « TGF%».

Modalité	Groupes	
GIZA	A	
Q102		B

Tableau 12: Classification des taux de germination des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes pour différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre «TGF%».

Modalité	Groupes		
GIZA*400mM	A		
GIZA*600mM	A		
GIZA*Témoin	A		
GIZA*200mM	A		
Q102*200mM		B	
Q102*Témoin		B	
Q102*400mM			C
Q102*600mM			C

Annexe 6 : Vitesse de germination journalière (VGJ)

Tableau 13: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la VGJ chez la variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (VGJ)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	4,000	13918,987	3479,747	5,937	0,000

Tableau 14: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la VGJ chez la variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (VGJ)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	4,000	657,953	657,953	7,552	0,000

Tableau 15: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur la VGJ des graines des variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (VGJ)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Variété	1,000	26709,133	26709,133	87,879	0,000
Traitement	4,000	7806,913	1951,728	6,422	0,000
variété*traitement	4,000	6770,027	1692,507	5,569	0,000

Tableau 17: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VGJ ».

Modalité	Groupes	
Témoin	A	
200 mM		B
400 mM		B
600 mM		B
Témoin		B

Tableau 16: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VGJ ».

Modalité	Groupes	
GIZA	A	
Q102		B

Tableau 18: Classification des VGJ des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes pour différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VGJ ».

Modalité	Groupes	
GIZA *Témoin	A	
GIZA *200 mM		B
GIZA *400 mM		B
GIZA *600 mM		B
GIZA *Témoin		B
Q102*Témoin		B
Q102*200 mM		B
Q102*Témoin		B
Q102*400 mM		B
Q102*600 mM		B

Annexes

Annexe 7 : Valeur germinative (VG)

Tableau 19: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la V de la variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (VG)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	4,000	48094,476	12023,619	5,077	0,031

Tableau 20: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la VG de la variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (VG)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	4,000	41332,681	10333,170	0,459	0,765

Tableau 21: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur la VG des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (VG)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
variété	1,000	8997451,106	8997451,106	722,805	0,000
traitement	4,000	81929,361	20482,340	1,645	0,218
variété*traitement	4,000	7497,796	1874,449	0,151	0,960

Tableau 22: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VG ».

Modalité	Groupes
GIZA	A
Q102	B

Tableau 23: Classification des VGJ des variétés du quinoa étudiées en groupes homogènes pour différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « VG ».

Modalité	Groupes
GIZA*Témoin	A
GIZA*Témoin	A
GIZA*200 mM	A
GIZA*600 mM	A
GIZA*400 mM	A
Q102*200 mM	B
Q102*Témoin	B
Q102*Témoin	B
Q102*400 mM	B
Q102*600 mM	B

Annexe 8 : Hauteur de la tige principale

Tableau 24: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la hauteur de tige principale de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (Hauteur de tige principale cm).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	268,922	89,641	2,122	0,151

Tableau 25: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la hauteur de tige principale de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (Hauteur de tige principale cm).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	678,688	226,229	8,183	0,003

Tableau 26: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; et variétés et de l'interaction ; variété/traitement sur la hauteur de tige principale des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (Hauteur de tige principale cm).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F	
Variété	1,000	13,133	13,133	0,376	0,546	Non significatif
Traitement	3,000	235,398	78,466	2,246	0,109	Non significatif
Variété*Traitement	3,000	712,211	237,404	6,795	0,002	Hautement significatif

Tableau 27: Variation de la hauteur de la tige principale des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « Hauteur de la tige principale ».

Modalité	Groupes	
GIZA*600mM	A	
GIZA*200mM	A	B
Q102*Témoin	A	B
Q102*200mM	A	B
Q102*400mM	A	B
GIZA*Témoin	A	B
Q102*600mM	A	B
GIZA*400mM		B

Annexes

Annexe 9 : Longueur de la racine

Tableau 29: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur longueur des racines de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (longueur des racines cm)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	57,313	19,104	2,843	0,082

Tableau 28: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur longueur des racines de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (longueur des racines cm)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	65,000	21,667	4,815	0,020

Tableau 30: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; de variété et de l'interaction ; variété/traitement sur longueur des racines des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (longueur des racines cm)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F	
Variété	1,000	57,781	57,781	10,301	0,004	Hautement significatif
Traitement	3,000	96,656	32,219	5,744	0,004	Hautement significatif
Variété*Traitement	3,000	25,656	8,552	1,525	0,234	Non significatif

Tableau 31: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «longueur des racines».

Modalité	Groupes	
Témoin	A	
400mM	A	B
600mM		B
200mM		B

Tableau 32: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «longueur des racines».

Modalité	Groupes	
Q102	A	
GIZA		B

Tableau 33 : Variation de la longueur des racines des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey(HSD), pour le paramètre «longueur des racines».

Modalité	Groupes		
Q102*Témoin	A		
Q102*400mM	A	B	
GIZA*Témoin	A	B	C
Q102*200mM	A	B	C
GIZA*600mM	A	B	C
Q102*600mM	A	B	C
GIZA*400mM		B	C
GIZA*200mM			C

Annexe 10 : Rapport (tige/racine)

Tableau 35: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur rapport (Tige/Racine) de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (rapport (Tige/Racine))).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	0,697	0,232	0,388	0,763

Tableau 34: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur rapport rapport (Tige/Racine) de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (rapport (Tige/Racine))).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	15,193	5,064	24,468	0,000

Tableau 36: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur le rapport (Tige/Racine) des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (Tige/Racine)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F	
Variété	1,000	2,543	2,543	6,313	0,019	Relation significative
Traitement	3,000	11,153	3,718	9,232	0,000	Très hautement significatif
Variété*Traitement	3,000	4,737	1,579	3,921	0,021	Relation significative

Tableau 38: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « rapport tige/racine ».

Modalité	Groupes	
200mM	A	
600mM	A	B
400mM		B
Témoin		B

Tableau 37: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « rapport tige/racine ».

Modalité	Groupes	
GIZA	A	
Q102		B

Tableau 39: Variation de rapport (tige/racine) des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « rapport Tige/Racine ».

Modalité	Groupes	
GIZA*200mM	A	
GIZA*600mM	A	B
Q102*200mM		B
Q102*600mM		B
Q102*400mM		B
GIZA*400mM		B
Q102*Témoin		B
GIZA*Témoin		B

Annexe 11 : Biomasse fraîche des plantes

Tableau 40: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la biomasse fraîche des plantes de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (Biomasse fraîche des plantes g)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	79,211	26,404	1,625	0,236

Tableau 41: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur la biomasse fraîche des plantes de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (Biomasse fraîche des plantes g)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	0,823	0,274	0,472	0,708

Tableau 42: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de le facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur la biomasse fraîche des plantes des variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (Biomasse fraîche des plantes g)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F	
Variété	1,000	355,045	355,045	42,184	0,000	Très hautement significatif
Traitement	3,000	44,220	14,740	1,751	0,183	Non significatif
Variété*Traitement	3,000	35,815	11,938	1,418	0,262	Non significatif

Tableau 44: Groupes homogènes des variétés, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre « Biomasse fraîche des plantes g ».

Modalité	Groupes
Q102	A
GIZA	B

Tableau 43: Variation de la biomasse fraîche des plantes des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «Biomasse fraîche des plantes».

Modalité	Groupes
Q102*400mM	A
Q102*600mM	A
Q102*200mM	A B
Q102*Témoin	A B
GIZA*600mM	B
GIZA*200mM	B
GIZA*400mM	B
GIZA*Témoin	B

Annexes

Annexe 12 : Poids frais des panicules

Tableau 45: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le poids des panicules frais des plantes de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (Poids frais des panicules g)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	6,043	2,014	21,282	0,000

Tableau 46: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur le poids des panicules frais des plantes de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (Poids frais des panicules g)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	3,000	0,831	0,277	2,407	0,118

Tableau 47: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence des traitements salins ; de variété et de l'interaction ; variété/traitement sur le poids frais des panicules des deux variétés étudiées (à l'aide de Analyse Type I Sum of Squares (Poids frais des panicules g)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F	
Variété	1,000	0,233	0,233	2,221	0,149	Non significative
Traitement	3,000	4,604	1,535	14,634	0,000	Très hautement significatif
Variété*Traitement	3,000	2,270	0,757	7,214	0,001	Très hautement significatif

Tableau 49: Groupes homogènes des traitements, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «Poids fraîche des panicules g ».

Modalité	Groupes		
Témoin	A		
200mM	A	B	
400mM		B	C
600mM			C

Tableau 48: Variations de poids fraîche des panicules des plantes des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl, selon le test de Tukey (HSD), pour le paramètre «Poids fraîche des panicules g ».

Modalité	Groupes		
Q102*Témoin	A		
Q102*200mM	A	B	
GIZA*Témoin		B	C
GIZA*400mM		B	C
GIZA*200mM		B	C
GIZA*600mM			C
Q102*400mM			C
Q102*600mM			C

Annexes

Annexe 13 : Indice de sensibilité relative au sel (I.S.R.S.)

Tableau 50: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur I.S.R.S. de variété GIZA (Analyse Type I Sum of Squares (I.S.R.S.)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	2,000	12,855	6,427	0,471	0,639

Tableau 51: Analyse de la variance des résultats de l'influence des traitements salins sur I.S.R.S. de variété Q102 (Analyse Type I Sum of Squares (I.S.R.S.)).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Traitement	2,000	13,386	6,693	0,801	0,478

Tableau 52: Analyse de la variance à deux facteurs des résultats de l'influence de facteur de traitements salins ; de facteur variété et de l'interaction ; variété/traitement sur l'indice de sensibilité relative au sel chez les deux variétés étudiées.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Variété	1,000	8,616	8,616	0,783	0,388
Traitement	2,000	0,047	0,024	0,002	0,998
Variété*Traitement	2,000	26,194	13,097	1,190	0,327

Evaluation de l'effet de stress salin sur quelques paramètres morpho-physiologiques et biochimiques sur deux variétés de *Chenopodium quinoa Willd.*

Résumé : Ce travail consiste à évaluer l'effet du stress salin à travers des concentrations croissantes de NaCl (200, 400,600mM) sur la germination et certains aspects morpho-physiologiques des deux variétés de *Chenopodium quinoa Willd.* (GIZA et Q102). La phase de germination est déroulée durant 7 jours. Les résultats des paramètres étudiés font apparaître une haute tolérance des graines sous stress salin même d'ordre très élevé. La variété GIZA qui est plus tolérante que la variété Q102 dans la phase de germination. La deuxième étape, consiste à déterminer le comportement du quinoa en induisant un stress salin par l'application des mêmes concentrations de NaCl utilisées sur les jeunes plantules de quinoa âgées de 17 jours (stade 6 feuilles) pendant 6 semaines. 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 et Q102. Les résultats obtenus montrent que le stress salin présente un effet non significatif à des fortes concentrations d'NaCl sur la plupart des paramètres morphologiques (la hauteur de la tige principale, longueur des racines, rapport (tige/racine), la biomasse fraîche des plantes et l'I.S.R.S.) de la variété Q102 sauf pour le paramètre poids frais des panicules qui est très hautement significatif. Par ailleurs, le stress salin présente un effet significatif pour dans la plupart des paramètres chez la variété GIZA sauf pour le paramètre poids frais des panicules et l'I.S.R.S. qui étaient statistiquement non significatif.

L'évaluation de l'effet de stress salin sur quelques paramètres morpho-physiologiques révèle une variabilité interspécifique et intraspécifique par rapport à la tolérance au stress salin chez les deux variétés.

Mots clés : *Chenopodium quinoa Willd.*, stress salin, NaCl, germination, croissance.

تقييم تأثير إجهاد الملح على بعض المتغيرات المرفو-فيزيولوجية والكيميائية الحيوية على صنفين من الكينوا *Chenopodium quinoa Willd*

الملخص

يحتوي هذا العمل على تقييم تأثير الإجهاد الملحي من خلال زيادة تركيز كلوريد الصوديوم (200 ، 400 ، 600 مل مولار) على الإنبات وبعض المعايير المرفو-فيزيولوجية لنوعين من الكينوا *Chenopodium quinoa Willd* (GIZA و Q102). مرحلة الإنبات جرت في مدة 7 أيام والنتائج أظهرت شدة تحمل بذور نبات الكينوا للإجهاد الملحي حتى في تراكيز شديدة الملوحة. خاصة صنف GIZA الذي أظهر أنه الأكثر تحملاً مقارنة بصنف Q102 في مرحلة الإنبات. المرحلة الثانية لهذا العمل تضمنت تحديد سلوك نبات الكينوا تحت تأثير الإجهاد الملحي بتطبيق نفس التراكيز الملحية على نمو شتلات الكينوا التي يبلغ عمرها 17 يوماً (مرحلة الأوراق الستة) لمدة 6 أسابيع. أجريت هذه التجربة من خلال الزراعة داخل أصص في ظروف شبه مضبوطة في البيت البلاستيكي للمستثمرة الزراعية لأجل تحديد الاستجابة المرفو-فيزيولوجية لصنف GIZA و Q102. إجهاد الملح له تأثير غير معتبر في تراكيز عالية من كلوريد الصوديوم على معظم المعايير المورفولوجية (ارتفاع الساق الرئيسي وطول الجذور و النسبة (الجدع / الجذر) و الكتلة الحيوية النباتية و I.S.R.S.) بالنسبة للصنف Q102 باستثناء وزن العناقيد الزهرية التي أظهرت أثراً معتبراً. علاوة على ذلك، أظهر صنف GIZA حساسية للإجهاد الملح في معظم المعايير المدروسة باستثناء وزن العناقيد الزهرية و I.S.R.S. اللذان كانا غير معتبرين إحصائياً).

دراسة تأثير الملوحة على بعض المعايير المورفوفيزيولوجية أظهر اختلافاً بين التراكيز الملحية المطبقة من ناحية وبين الصنفين من ناحية أخرى.

الكلمات المفتاحية: *Chenopodium quinoa Willd*، إجهاد الملح، كلوريد الصوديوم، الإنبات، النمو.

Evaluation of the effect of salt stress on some morpho-physiological and biochemical parameters on two varieties of *Chenopodium quinoa Willd.*

Summary

This work consists in evaluating the effect of salt stress through increasing concentrations of NaCl (200, 400,600mM) on germination and certain morpho-physiological aspects of the two varieties of *Chenopodium quinoa Willd.* (GIZA and Q102). The germination phase takes place for 7 days. The results of the parameters studied show a high tolerance of the seeds under even very high salt stress. The GIZA variety is more tolerant than the Q102 variety in the germination phase. The second step consists in determining the behavior of quinoa by inducing salt stress by applying the same concentrations of NaCl used on young quinoa seedlings aged 17 days (6 leaf stage) for 6 weeks. This study was carried out in pots under semi-controlled conditions in the farm greenhouse, in order to demonstrate the morpho-physiological response of the GIZA and Q102 variety. The results obtained show that salt stress has a non-significant effect at high concentrations of NaCl on most morphological parameters (The height of the main stem, length of the roots, ratio (stem / root), the fresh plant biomass and I.S.R.S.) of the Q102 variety except for the fresh panicle weight parameter which is very highly significant. In addition, salt stress has a significant effect in most parameters in the GIZA variety except for the fresh panicle weight parameter and the I.S.R.S. which were statistically insignificant).

The evaluation of the effect of salt stress on a few morpho-physiological parameters revealed interspecific and intraspecific variability with respect of salt stress tolerance in the two varieties.

Key words: *Chenopodium quinoa Willd.*, salt stress, NaCl, germination, growth.