



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des sciences exactes et sciences de la nature et de la vie
Département des sciences de la nature et de la vie

MÉMOIRE DE MASTER

Domaine: Science de la nature et de la vie

Filière : Science biologique

Spécialité: Biotechnologie et valorisation des plantes

Réf:.....

Présenté et soutenu par:

Merzaka DASSA

Le: Mercredi 10 Juillet

L'effet de stress salin sur la germination de quelques variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)

Jury:

M. Mohamed TITAOUINE	M.C.A Université de Biskra	Président
Mme. Hafida BELKHARCHOUCHE	M.C.B Université de Biskra	Rapporteur
Mme. Nabila FETITI	M.A.A Université de Biskra	Examineur
M. Tarek OUAMANE	A.R C.R.S.T.R.A	CO-rapporteur

Année universitaire: 2018/2019

Remerciements

Tout d'abord, Alhamdo li Allah.

Je voudrais remercier du fond du cœur Mme BELKHARCHOUCHE qui a encadré cette étude au quotidien. Elle fut toujours présente, en particulier lorsque je me suis confronté au doute, je lui suis reconnaissant pour : sa grande disponibilité, son ouverture d'esprit, son dynamisme et son optimisme, ainsi que pour ses multiples et précieux conseils scientifiques, professionnels ou tout simplement humains.

Je voudrais remercier Mr. Ouamane .T. Ceux qui m'ont aidé dans l'analyse statistique, pour leur simplicité et leur générosité, qui sont la preuve de leur qualité humaine.

J'adresse mes plus vifs remerciements aux membres du jury qui ont accepté d'évaluer ce modeste travail.

Mes remerciements vont aussi à tous les membres de' I.T.D.A.S (L'Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne) de BISKRA. Surtout Mr.Rahime et Yessine.

Mes remerciements vont également à l'ensemble des enseignants du département des Sciences de la Nature et de la Vie surtout Mme Hammia.

Dédicace

Louange à Allah tout puissant, pour sa miséricorde. C'est lui qui nous a créé, c'est lui qui nous a donné le savoir, c'est grâce à lui que le fruit de mon travail est entre vos mains et je le dédie à :

Mon premier père Dassa Mohamed " رحمه الله " qui est mon seigneur, merci à lui d'être aujourd'hui. Aussi mon deuxième père Dassa Abd Arrahmane qui m'a donné naissance.

La plus merveilleuse de toutes les femmes au monde, celle qui m'a transmis sa générosité, celle qui m'a appris à pardonner, à aimer et à donner les deux meilleurs de moi ; MAMAN "Djahra Omhani" et OMMI "Seoudi Aicha". On m'a donné naissance et l'autre m'a trompé.

A mes sœurs adorées, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de réussite, surtout Zahra puis les autres Aychouche, Noura, Khadidja et Fatima.

A mes adorables frères, que Dieu vous bénisse et comble votre vie de bonheur et de réussite, surtout Faiçal puis Hamza, Belkacem, Bachir et Anoir.

A les églises de la famille.

A tous les maries de mes sœurs.

Aux tous petits-enfants, Ayman, Loulou, Hamoudi, Houssam, Ihsane, Hanine, Assoumi, Siddikou, Ali, Sousou et Sifou.

A mes chères amies, Merzaka, Dallel, Amira, Fatanou, Rayene, Merieme, Khaoula, Mounira, Amel, Mariem, Safaa et Ibtisem.

A tous mes collègues de spécialité "Biotechnologie et valorisation des plantes 2019".

Sommaire

Remerciements	I
Sommaire	III
Liste des figures	VI
Introduction	1
Chapitre 1 Le quinoa.....	
1.1. Origine et histoire du quinoa.....	3
1.2. Classification botanique et description des caractères morphologiques.....	3
1.2.1. Classification de Cronquist (1981)	3
1.2.2. Classification APG III (2009).....	3
1.2.3. Description des caractères morphologiques.....	4
1.3. Valeur nutritionnelle des graines.....	5
1.4. Phénologie de quinoa.....	5
1.5. Utilisations de Quinoa.....	7
1.5.2. Alimentation animal.....	7
1.5.3. Utilisations médicinales	7
1.5.4. Autres utilisation industrielles	7
Chapitre 2 La salinite.....	
1.1 Stress.....	8
1.2. Stress salin.....	8
1.3. Effets de contrainte salin sur les plantes.....	8
1.3.1. Au niveau de stade germinatif	8
1.3.1.1. Effet osmotique	9
1.3.1.2. Effet toxique	9
1.4. Principaux mécanismes de résistance au stress salin chez les plantes.....	10
1.4.1 L'exclusion	10
1.4.2. L'inclusion	10
1.4.3. L'ajustement osmotique	10
1.5. Résistance du Quinoa à la salinité.....	11
Partie experimental.....	
Chapitre 3	12
Materiel et Méthodes.....	12

1.1. Matériel végétal.....	12
1.2. Protocole expérimental.....	13
1.3. Les paramètres étudiés.....	13
1.3.1. Taux de germination final.....	13
1.3.2. Cinétique de germination.....	13
1.3.3. Vitesse de germination.....	13
1.3.4. Moyenne journalière de germination (MDG= Mean Daily Germination).....	14
1.3.5. Longueur des racines et des épicotyles.....	14
1.3.6. Réversibilité de l'action du sel.....	14
1.3.7. Mobilisation des réserves.....	14
1.4. Analyse statistique.....	15
Chapitre 4.....	16
Résultats et discussion.....	16
1.1. Présentation des résultats.....	16
1.1.1. Taux de germination final.....	16
1.1.1.1. Analyse de la variance pour le taux de germination.....	17
1.1.2. Cinétique de germination.....	20
1.1.2.1. Analyse de la variance de la cinétique de germination.....	22
1.1.3. Vitesse et moyenne journalière de la germination.....	24
1.1.3.1. Analyse de la variance de la vitesse de germination.....	25
1.1.3.2. L'analyse de la variance pour la moyenne journalière de germination.....	27
1.1.4. Longueur des racines et des épicotyles.....	28
1.1.4.1. Analyse de la variance pour la longueur des racines.....	30
1.1.4.2. Analyse de la variance pour la longueur des épicotyles.....	31
1.1.5. Réversibilité de l'action du sel.....	33
1.1.6. Mobilisation des réserves.....	34
1.2. Discussion.....	35
Conclusion.....	39
Reference bibliographique.....	
Annexes.....	

Liste des Tableaux

Tableau 1. Teneurs en macronutriments du quinoa par rapport d'autres aliments (pour 100 grammes de poids secs) (Koziol, 1992).....	5
Tableau 2. Les stades phenologiques du quinoa(Mujica et Canahua, 1989).....	6
Tableau 3. Analyse de la variance pour le taux de germination.....	17
Tableau 4. Classification des variétés (taux de germination)par le test Newman-Keuls(SNK).....	17
Tableau 5. Classification des concentrations (taux de germination) par le test Newman-Keuls (SNK).....	18
Tableau 6. Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre (taux de germination).	19
Tableau 7. Analyse de la variance de la cinétique de germination.....	22
Tableau 8. Classification des variétés (cinétique) par le test Newman -Keuls (SNK).....	23
Tableau 9. Classification des concentrations (cinétique) par le test Newman-Keuls (SNK).	23
Tableau 10. Analyse de la variance à la vitesse de germination.	25
Tableau 11. Classification des variétés (vitesse de germination) par le test Newman-Keuls(SNK).....	26
Tableau 12. Classification des concentrations (la vitesse de germination) par le test Newman-Keuls (SNK).	26
Tableau 13. Analyse de la variance pour moyenne journalière de germination des (08) variétés étudiés. .	27
Tableau 14. Classification des variétés (moyenne journalière) par le test Newman-Keuls (SNK).....	27
Tableau 15. Classification des concentrations (moyenne journalière de germination) par le test Newman-Keuls (SNK).	28
Tableau 16. Analyse de la variance (longueur des racines).	30
Tableau 17. Classification des variétés (longueur des racines) par le test Newman-Keuls (SNK).....	30
Tableau 18. Classification des concentrations (longueur des racines) par le test Newman-Keuls(SNK)..	31
Tableau 19. Analyse de la variance pour la longueur des épicotyles.	31
Tableau 20. La classification des variétés (longueur des épicotyles) par le test Newman-Keuls (SNK)....	32
Tableau 21. Classification des concentrations (longueur des épicotyles) par le test Newman-Keuls (SNK).	32

Liste des figures

Figure 1.1. Cenopodium quinoa-structure interne (section médiane longitudinale).....	4
Figure 3.2. Les graines des différentes variétés étudiées	12
Figure 4.3. Variation du taux de germination, des différentes variétés de quinoa, en fonction de l'intensité du stress salin.	16
Figure 4.4. Cinétique de germination pour les (08) variétés étudiées à des concentrations.	22
Figure 4.5. Effet des différentes concentrations de NaCl sur le temps moyen de germination t50 des variétés de quinoa étudiées.	24
Figure 4.6. Effet des différentes concentrations de NaCl sur la moyenne journalière de germination des variétés de quinoa étudiées.	24
Figure 4.7. Variation de la longueur des racines des (08) variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl avec barre des erreurs écartype.....	29
Figure 4.8. Variation de la longueur des épicotyles des (08) variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl avec barre des erreurs écartype.....	30
Figure 4.9. Taux de germination des graines mise à germer soit directement au milieu témoins mais après prétraitement avec NaCl à 35 g/l.....	33
Figure 4.10. Poids mobilisé des réserves des graines.....	34

Introduction

Introduction

Les zones arides et semi-arides couvrent une grande partie des pays de la frange méridionale du pourtour méditerranéen. Dans ces régions, la disponibilité des eaux, leur salinité et celle des sols sont parmi les principaux facteurs limitant la productivité. L'introduction des espèces tolérantes au stress salin est l'une des techniques utilisées pour faire face à ce problème (Zid et Grignon, 1991).

En Algérie, les sols agricoles sont dans leurs majorité, affectés par la salinité ou susceptibles de l'être. Les sols salins sont très répandus dans les basses plaines de l'Oranie, dans la vallée de Mina près de Ghilizane, dans le bas Chéelif, sur les hautes plaines au sud de Sétif et de Constantine, aux bords de certains chotts. Ils ont aussi une grande extension dans les régions sahariennes au sud de Biskra jusqu'à Touggourt, Ouargla et au-delà (Durand, 1958).

Parmi les espèces introduites, le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), qui est considéré comme un aliment de base des populations entre 3000 et 5000 ans. Le développement technique du quinoa était bien avancé et réparti sur tout le territoire des Incas. Avec l'arrivée des Espagnols, cette culture fut remplacée par les céréales (FAO, 2016).

Chenopodium quinoa Willd est une plante très repandue dans les région Andines où elle est cultivée pour l'alimentation humaine. Ses graines sont employées comme céréales depuis des siècles. Elle est aussi considérée comme une espèce rustique, très tolérante aux différents stress abiotiques (hautes températures, sécheresse, stress salin et hydrique) (Mahoney et al., 1975).

Le quinoa est connu par: sa extrêmes, sa rusticité, ses faibles coûts de production, sa nature écologique, ses vertus diététiques. Elle pourrait aussi être utilisée contre la désertification (ITDAS,2016).

C'est dans ce contexte que nous proposons d'étudier (08) variétés de quinoa de différentes provenances (fournies par ITDAS Biskra), pour étudier leur tolérance à la salinité durant la phase de germination. Cette phase constitue une étape primordiale dans l'installation des cultures et sur laquelle repose la réalisation de la croissance précoce des plantes et le mode de déroulement des stades, ultérieures de développement.

Ce mémoire est structuré en deux parties ainsi:

La 1ère Partie, est consacrée à une synthèse bibliographique concernant le thème de travail, elle est formée par deux chapitres :

- Chapitre I: le quinoa.
- Chapitre II: la salinité.

La 2ème partie est la partie expérimentale, elle est formée de deux chapitres aussi :

- Chapitre I- Matériel et méthodes.
- Chapitre II- Résultats et discussion.

Partie Bibliographique

Chapitre 1

Le quinoa

1. Le quinoa

1.1. Origine et histoire du quinoa

Le quinoa est une plante originaire des Andes, et plus précisément des alentours du lac Titicaca, entre le Pérou et la Bolivie. Le quinoa constituait un aliment de base des populations précolombiennes; il fut néanmoins remplacé par les céréales à l'arrivée des Espagnols.

D'après les témoignages historiques, il aurait été domestiqué par les peuples des Amériques entre 3 000 et 5 000 ans avant J.-C. Des traces de quinoa ont été retrouvées dans des tombes de Tarapacá, Calama et Arica au Chili, ainsi que dans différentes régions du Pérou (Mujica *et al.*, 2001).

1.2. Classification botanique et description des caractères morphologiques

Le quinoa est une plante dicotylédone angiosperme de la famille des Chenopodiaceae. Depuis 2009, une nouvelle classification dite phylogénétique (APG III) range le quinoa dans la famille des Amaranthaceae, mais nous continuerons de nous référer à la classification de Cronquist.

1.2.1. Classification de Cronquist (1981)

Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsidae
Sous-classe	Caryophyllidae
Ordre	Caryophyllales
Famille	Chenopodiaceae
Genre	Chenopodium

1.2.2. Classification APG III (2009)

Ordre	Caryophyllales
Famille	Amaranthaceae

Nom binomial: *Chenopodium quinoa* Willd. 1798

Noms communs: quinoa, ansérine quinoa, riz du Pérou, petit riz du Pérou.

Nom scientifique: *Chenopodium quinoa*

1.2.3. Description des caractères morphologiques

Taille: la tige a une taille comprise entre 0,5 et 1,5 m selon la variété et les conditions de croissance.

Fleurs: le quinoa présente des fleurs disposées en inflorescences en grappes, considérées comme de faux épis (On parle alors de panicule).

Feuilles: les feuilles, alternes, ont un limbe en forme de losange, de triangle ou lancéolé, plat ou onduleux, charnu et tendre. La couleur prédominante de la plante est verte mais chez les plantes adultes, les couleurs de base sont le rouge, le pourpre et le vert en fonction des variétés.

Graines: ont la forme d'une petite pastille ronde et plate, de couleur ivoire, recouvertes de saponine (une résine amère qui éloigne naturellement les oiseaux), les graines de quinoa n'ont pas besoin d'être traitées pour être cultivées (Jacobsen et Stolen, 1993).

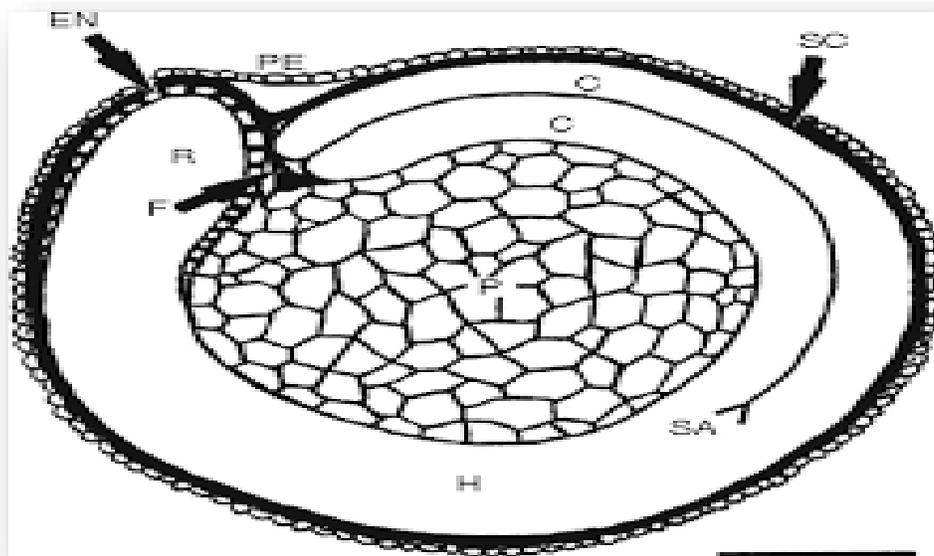


Figure1. 1. *Chenopodium quinoa*-structure interne (section médiane longitudinale).

Le péricarpe (PE) entoure la graine. L'embryon consiste en un axe hypocotyle-radicule (H) et deux cotylédons (C). L'endosperme (EN) est présent dans la région micropylaire. (F): Funicule; (P): Périsperme; (PE): Péricarpe; (R): Radicule; (SA): Apex; Echelle = 500 μm (Herbillon, 2015)

1.3. Valeur nutritionnelle des graines

La particularité du quinoa tient au fait qu'il s'agit d'une graine consommée comme une céréale. En général, cet aliment est cuit et ajouté à des soupes ou bien réduit en une farine qui sert à préparer du pain, des boissons et de la bouillie. Du point de vue nutritionnel, il apporte autant d'énergie que les aliments utilisés de façon similaire, comme les haricots, le maïs, le riz ou le blé (Tableau 01). Le quinoa est en outre une source importante de protéines de qualité, de fibres alimentaires, d'acides gras polyinsaturés et de sels minéraux. Toutefois, bien qu'il fournisse de nombreux nutriments en quantité non négligeable, il convient de l'intégrer à un repas équilibré comportant de nombreux autres types d'aliments afin de se nourrir convenablement.

Tableau 1. Teneurs en macronutriments du quinoa par rapport d'autres aliments (pour 100 grammes de poids secs) (Koziol, 1992).

	Quinoa	Haricot	Maïs	Riz	Blé
Energie (Kcal/100 g)	399	367	408	372	392
Protéines (g/100 g)	16,5	28,0	10,2	7,6	14,3
Lipides (g/100 g)	6,3	1,1	4,7	2,2	2,3
Glucides totaux (g/100 g)	69,0	61,2	81,1	80,4	78,4

1.4. Phénologie de quinoa

Plusieurs échelles de développement ont été décrites pour le quinoa, selon Mujica et Canahua (1989) en 12 phases. 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 en (Tableau 02) avec une résumé des stades les plus importants.

Tableau 2. Les stades phenologiques du quinoa(Mujica et Canahua, 1989).

Les stades	jours après le semis	Description
Levée	[7-10]	Elle correspond à la sortie de la plantule et au déploiement des feuilles cotylédonaire.
Ramification	[45-50]	A partir du stade (08) feuilles, on peut observer pour les variétés qui ramifient la présence de bourgeons axillaires jusqu'au troisième nœd. Les feuilles cotylédonaire, jaunies, tombent et laissent une cicatrice sur la tige. L'inflorescence n'est pas encore visible, recouverte et protégée par les feuilles.
Panicule	[65-70]	L'inflorescence est désormais clairement visible au-dessus des feuilles, ainsi que les glomérules qui la composent. Des boutons floraux individualisés apparaissent.
Floraison	[90-100]	L'ouverture de 50% des fleurs de l'inflorescence se produit. 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 plus sensible aux gelées. Les feuilles inférieures, flétries, tombent.
Grain laiteux	[100-130]	Le grain est qualifié de laiteux, car un liquide blanchâtre en sort lorsqu'une pression est exercée sur le fruit. Un déficit hydrique pendant cette phase entraîner une forte diminution du rendement.
Grin pâteux	[130-160]	L'intérieure des fruits devient d'une consistance pâteuse, toujours de couleur blanche.
Maturité	[160-180]	Le grain, plus résistant à la pression, est à maturité, avec une teneur en eau inférieure à 15%. Pendant le remplissage des

physiologique	graines depuis la floraison, la plupart des feuilles ont jauni et sont tombées si bien que la défoliation est presque complète à maturité.
---------------	--

1.5. Utilisations de Quinoa

Les principales utilisations connues du quinoa touchent l'humaine et l'animal.

1.5.1. Alimentation humaine

Céréale complète, farine brute ou grillée, flocons, semoule et poudre instantanée peuvent être préparés de nombreuses manières à l'aide d'un vaste éventail de recettes traditionnelles et modernes.

1.5.2. Alimentation animal

La plante entière sert de fourrage vert. Les résidus de récolte servent également dans l'alimentation des bovins, ovins, porcs, chevaux et volailles.

1.5.3. Utilisations médicinales

Les feuilles, tiges et graines de quinoa servent à diverses applications médicinales grâce à leurs propriétés cicatrisantes, anti-inflammatoires, analgésiques (mal de dents) et désinfectantes des voies urinaires. Elles servent également dans les cas de fractures, d'hémorragies internes et comme insectifuge (Mujica et *al.*,2001).

Les graines de quinoa sont aujourd'hui considérées comme une très bonne source de Composés phénoliques (Les composés phénoliques, également appelés polyphénols, sont des métabolites secondaires bioactifs largement présents dans les aliments d'origine végétale couramment consommés) Les trois principaux types de polyphénols sont les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tannins (Herbillon, 2015).

1.5.4. Autres utilisation industrielles

Au quinoa est associée toute une gamme de sous-produits destinés à l'alimentation, à la cosmétique, aux applications pharmaceutique et à d'autres utilisations (Aggoun, 2017).

Chapitre 2

La salinité

1. La salinité

1.1 Stress

On appelle stress toute pression dominante exercée par un paramètre, perturbant le fonctionnement habituel de la plante. En revanche, la réponse du végétale dépend, entre autres, de ces paramètres environnementaux. (Hopkins, 2003).

On distingue deux grandes catégories de stress:

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

Abiotique: provoqué par un défaut ou excès de l'environnement physicochimique comme la sécheresse, les températures extrêmes, la salinité (Wangxia *et al.*, 2003).

1.2. Stress salin

La salinité constitue l'un des facteurs abiotiques les plus répandus dans les zones arides et semi arides ce qui limite fortement les rendements agricoles (Khales et Baaziz., 2006). Le terme de stress salin s'applique essentiellement à un excès d'ions, mais pas exclusivement, aux ions Na^+ et Cl^- dans la rhizosphère et dans l'eau (Parida et Das., 2005). Le stress salin déclenche à la fois un stress osmotique et un stress ionique (Rains., 1972; Flowers *et al.*, 1986; Flowers *et al.*, 1988; Flowers., 2004). Il est accompagné souvent d'une baisse importante du potentiel hydrique (Kinet *et al.*, 1998).

Le stress salin peut directement ou indirectement affecter le statut physiologique des plantes en changeant le métabolisme, la croissance et le développement des plantes (AJMAL KHAN *et al.*, 2000 ; GARG *et al.*, 2002) (Bedrane, 2018).

1.3. Effets de contrainte salin sur les plantes

1.3.1. Au niveau de stade germinatif

La germination est considérée comme une étape critique dans le cycle de développement de la plante. La salinité réduit d'une part, la vitesse de germination et d'autre part, sa capacité germinative. Selon Hajlaoui *et al.* (2007), L'augmentation de la concentration saline jusqu'à une dose de 102 Mm entrave le processus de mobilisation des réserves et diminue la moyenne de la germination journalière chez le pois chiche. Lachhab *et al.* (2013) ont indiqué que l'application d'un stress salin retarde la germination des graines de luzerne à de faibles

concentrations (100mM) et il l'inhibe complètement à des concentrations plus fortes (200Mm). Ont montré aussi que la salinité a un effet inhibiteur sur l'activité des protéases qui serait impliquée dans le processus de germination.

La germination des plantes qu'elles que soient halophytes ou glycophytes est affectée par la salinité. Selon l'espèce, l'effet dépressif peut être de nature osmotique ou toxique (Rjeibi *et al.*,2015).

1.3.1.1. Effet osmotique

La salinité inhibe l'absorption de l'eau, la mobilisation des réserves et leur transport vers l'embryon. Cependant il existe un seuil critique d'hydratation que l'embryon doit atteindre avant le démarrage des processus germinatifs.

1.3.1.2. Effet toxique

Les effets toxiques sont liés à une accumulation cellulaire de sels qui provoquent des perturbations des enzymes impliquées dans la physiologie des graines en germination, empêchent la levée de dormance des embryons et conduisent à une diminution de la capacité de germination. Rejili *et al.*, (2006), signalent qu'une bonne germination des graines et une émergence sous le stress salin est un critère valable pour garantir l'établissement adéquate dans les sols affectés par le sel. Cependant, Ben Ahmed (1996) rapporte que la corrélation entre la tolérance au stade de germination des semences et la tolérance des plantes pendant les autres périodes de croissance n'est pas obligatoire (Ben Kaddour, 2014).

1.3.2. Au niveau de stade végétatif

En cas de stress salin, tous les processus majeurs tels que la photosynthèse, la synthèse des protéines et les métabolismes énergétiques sont affectés (Kadri *et al.* 2009) .Ben Naceur *et al.* (2001) ont signalé que la diminution de la surface foliaire, la fermeture des stomates et la déficience de la fixation de gaz carbonique entraînent une réduction de la photosynthèse. Dans le même contexte, Ben Khaled *et al.*(2003) ont montré que la salinité induit chez le trèfle une désorganisation des membranes thylokoïdiennes et une accumulation de l'amidon et des globules lipidiques au niveau des chloroplaste .

La présence du sel dans le milieu de culture affecte aussi la croissance et le développement racinaire tel qu'une diminution du potentiel osmotique suivie d'un effet toxique

par les ions contribuant ainsi à une lésion des racines suivie de flétrissement de la plante (Greenway et Munns 1980 Epron et toussait ,1999). Un taux élevé du sel perturbe l'alimentation en eau et en éléments nutritifs essentiels et entraîne une accumulation excessive des ions toxiques comme les ions Na^+ et Cl^- (Munns, 2002). En effet, elle limite l'accumulation de K^+ et de Ca^+ dans les organes des plantes comme c'est le cas du blé dur (Rjeibi *et al.*,2015).

1.4. Principaux mécanismes de résistance au stress salin chez les plantes

1.4.1 L'exclusion

Les plantes exclues sont généralement sensibles à la salinité et sont incapables de contrôler le niveau de Na^+ cytoplasmique. Cet ion est transporté dans le xylème, véhiculé vers les feuilles par le courant de transpiration puis en partie ré-circule par le phloème pour être ramené vers les racines ces espèces sensibles contiennent donc Na^+ dans les feuilles et un excès dans les racines (Jabnoute, 2008).

1.4.2. L'inclusion

Les plantes résistantes au NaCl, accumulent le Na^+ dans les feuilles ou est séquestré soit dans la vacuole de l'épiderme foliaire ou les limbes âgées (Jabnoute, 2008).

Présent dans les feuilles, l'inclusion, intervient alors sur certaines plantes. Elles utilisent en effet le sel pour ajuster la pression osmotique de leurs cellules. Elles laissent donc monter le sel dans leurs parties aériennes, mais ce dernier reste stocké dans les vacuoles, et isolé des constituants cellulaires vitaux (Site web).

1.4.3. L'ajustement osmotique

L'ajustement osmotique du cytoplasme, suite à un stress osmotique provoqué par la présence de NaCl dans le milieu extérieur est réalisé par l'accumulation de solutés organiques. Parmi ces composés s'accumulant lors du stress salin, on trouve les acides aminés comme la proline (Hassani *et al.*, 2008); des sucres (fructose, saccharose) et leurs dérivés alcool (glycérol, mannitol, pinitol) (Keller et Ludlow, 1993) et des méthylamines (Glycine bétaine) (Weretilnyk *et al.*, 1989).

1.5. Résistance du Quinoa à la salinité

La zone majeure de production du quinoa étant située entre les salars boliviens, certains sols ou eaux d'irrigation peuvent avoir des concentrations en sel non négligeables. (Bosque et al., 2001 ; 2003) .Dans cette région, et en année climatique favorable, les techniques traditionnelles non intensive permettent d'obtenir en moyenne 1 de quinoa de bonne qualité, ce qui indique que le quinoa tolère la présence de sel dans le sol. (Mujica et al., 2001).

Le quinoa est ainsi capable d'accumuler des ions salins dans ses tissus pour ajuster le potentiel hydrique foliaire. Cela lui permet de maintenir la turgescence cellulaire et de limiter sa transpiration, évitant des dommages physiologiques que pourrait causer la sécheresse. En conditions salines, le quinoa se comporte donc comme un halophyte facultatif et pourrait être utilisé pour nettoyer des sols contaminés par le sel (Lebonvallet, 2008)

Partie Expérimental

Chapitre 3

Materiel et Méthodes

1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel végétal

La présente étude est portée sur huit variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.), fournies par l'Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne (ITDAS) Ain Ben Naoui Biskra. Ces variétés sont: Q21, Q22, Q27, Q29, Q101, Q102, Q104 et Q105 (Figure 2).

D'origine: United States Département of Agriculture (USDA) Département de l'Agriculture des Etats-Unis.

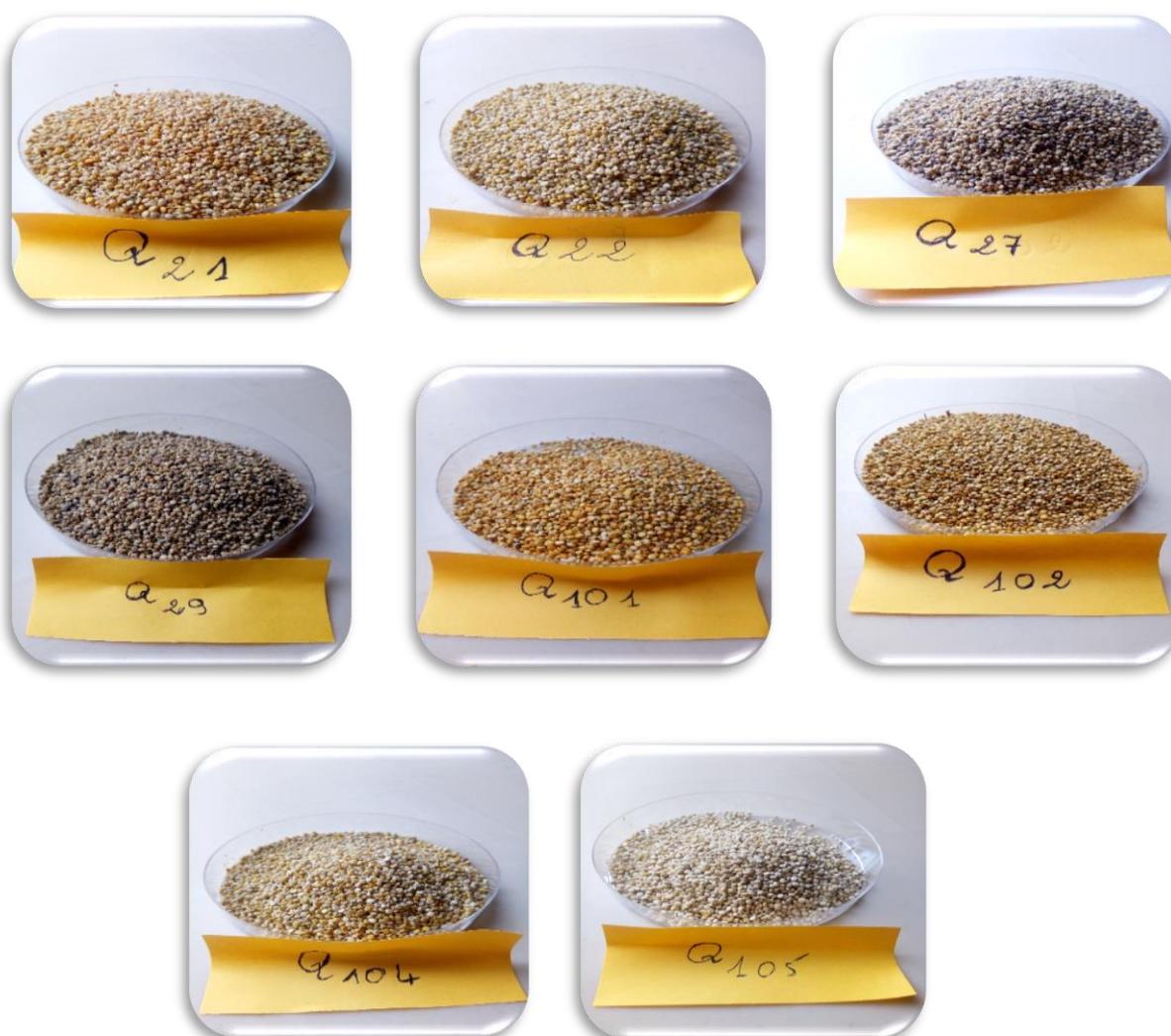


Figure 3.2. Les graines des différentes variétés étudiées

Les essais ont été conduits au laboratoire de biologie de l'université Mohamed Kheider de Biskra El-Hadjeb.

1.2. Protocole expérimental

Le présent travail vise à déterminer les effets néfastes du NaCl sur la germination des graines de quinoa de plusieurs variétés (08 variétés). Les tests de germination ont été effectués sous différentes concentrations de chlorure de sodium (NaCl). Pour chaque variété, les graines au nombre de 25, sont désinfectées à l'eau de javel, lavées abondamment à l'eau, puis rincées à l'eau distillée. Elles sont ensuite mises à germer dans des boîtes de Pétri couvertes de papier filtres. Dans un cas, nous avons ajouté 10 ml de l'eau distillée (témoin), dans les autres cas, nous avons ajouté 10 ml de solution contenant 5 g/L, 15 g/L, 25 g/L ou 35 g/L de NaCl (stress salin). Les boîtes sont mises à germer à l'obscurité. La germination est repérée par la sortie de la radicule hors des téguments de la graine dont la longueur est d'au moins 2 mm.

1.3. Les paramètres étudiés

1.3.1. Taux de germination final

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

1.3.2. Cinétique de germination

Pour mieux appréhender la signification physiologique du comportement germinatif des variétés étudiées (Hajlaoui et *al.*, 2007), 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.

Elle est exprimée par le nombre de graines germées comptées quotidiennement jusqu'au 8 jours après le début de l'expérience (Benidire *et al.*, 2015).

1.3.3. Vitesse de germination

C'est le temps moyen nécessaire à la germination de 50 % des graines. Elle permet d'exprimer l'énergie de germination responsable de l'épuisement des réserves de la graine (Benidire *et al.*, 2015).

La vitesse de germination peut s'exprimer par la durée médiane de germination

(Scott *et al.*, 1984) ou par le temps moyen de germination (T50) (le temps au bout du quel on atteint 50% des graines germées) (Côme,1970).

Durée médiane (T50) = $T1 + (0.5 - G1 / G2 - G1) \times (T2 - T1)$. Avec :

G1 = pourcentage cumulé des graines germées dont la valeur est la plus proche de 50% par valeur inférieure.

G2 = pourcentage cumulé des graines germées dont la valeur est la plus proche de 50% par valeur supérieure (Mrani *et al.*, 2013).

1.3.4. Moyenne journalière de germination (MDG= Mean Daily Germination)

Selon Osborne et Narcer, la MDG est le Pourcentage de germination final/nombre de jours à la germination finale (Hajlaoui *et al.*, 2007).

1.3.5. Longueur des racines et des épicotyles

La longueur de la racine primaire et celle de l'épicotyle ont été mesurées à l'aide d'une règle graduée, et ce pour évaluer la croissance de la plante vis-à-vis du stress (Mrani *et al.*, 2013).

1.3.6. Réversibilité de l'action du sel

Ce paramètre a l'avantage de déterminer l'origine de l'effet dépressif du sel, s'il est de nature osmotique et/ou toxique. Ainsi, les graines sont mises à germer en présence de différentes concentrations de NaCl pendant 8 jours. Au 8^{ème} jour, les graines non germées sont rincées trois fois pour éliminer le sel non absorbé puis transférées dans d'autres boîtes de Pétri contenant de l'eau distillée pendant quatre jours supplémentaires (Hajlaoui *et al.*, 2007).

1.3.7. Mobilisation des réserves

C'est un phénomène qui est lié à la réhumidification des graines (disponibilité de l'eau pour la graine). Avec l'imbibition de celles-ci s'instaure un métabolisme actif qui est révélé par une respiration intense et une synthèse de nouvelles protéines servant à la croissance de la jeune plantule tout en utilisant les réserves de la graine.

Ce phénomène débute avec l'intervention d'enzymes dont l'action est déclenchée par des commandes hormonales venant en général de l'embryon.

La mobilisation des réserves est estimée indirectement par la mesure de la quantité de matière sèche résiduelle de la graine après 15 jours de germination (Benidire *et al.*, 2015).

1.4. Analyse statistique

Pour toutes les concentrations utilisées, chaque résultat correspond à la moyenne de 3 répétitions. L'analyse de la variance (ANOVA) est effectuée par la comparaison des moyennes est faite par le test Student-Newman-Keuls (SNK) au seuil de probabilité de 5 % à l'aide de XLSTAT-Excel.

Chaque moyenne est affectée d'une lettre, les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes.

Notons que le dispositif adapté est un dispositif factoriel à randomisation totale a deux facteurs qui sont comme suite:

- Variété avec (08) modalités à savoir: Q21, Q22, Q27, Q29, Q101, Q102, Q104 et Q105.
- Concentration avec (05) niveaux (doses): 0g/l, 5g/l, 15g/l, 25g/l et 35g/l.

Chapitre 4

Résultats et discussion

1. Résultats et discussion

1.1. Présentation des résultats

1.1.1. Taux de germination final

La figure 03, présente les variations du taux de germination des différentes variétés de quinoa étudiées (Q21, Q22, Q27, Q29, Q101, Q102, Q104 et Q105), en fonction de l'intensité du stress salin des différentes concentrations.

D'après l'interférence des écartypes, on constate que les taux de germinations enregistrés pour les huit variétés étudiées sous les doses 5 et 15 g/l sont plus ou moins rapprochées des moyennes enregistrées chez les témoins, alors que les différences, avec ce dernier, deviennent de plus en plus accentuées pour les doses 25 et 35 g/l respectivement, où les taux de germination des graines les plus faibles sont reliés à la dose la plus élevée 35 g/L.

D'autre part, ces histogrammes montrent une variation intervariétale plus ou moins réduite, à l'exception de la variété Q29 qui présente les taux de germinations les plus faibles pour l'ensemble des concentrations étudiées, y compris le témoin.

Nous notons un ralentissement du processus de la germination en fonction de l'augmentation de la salinité.

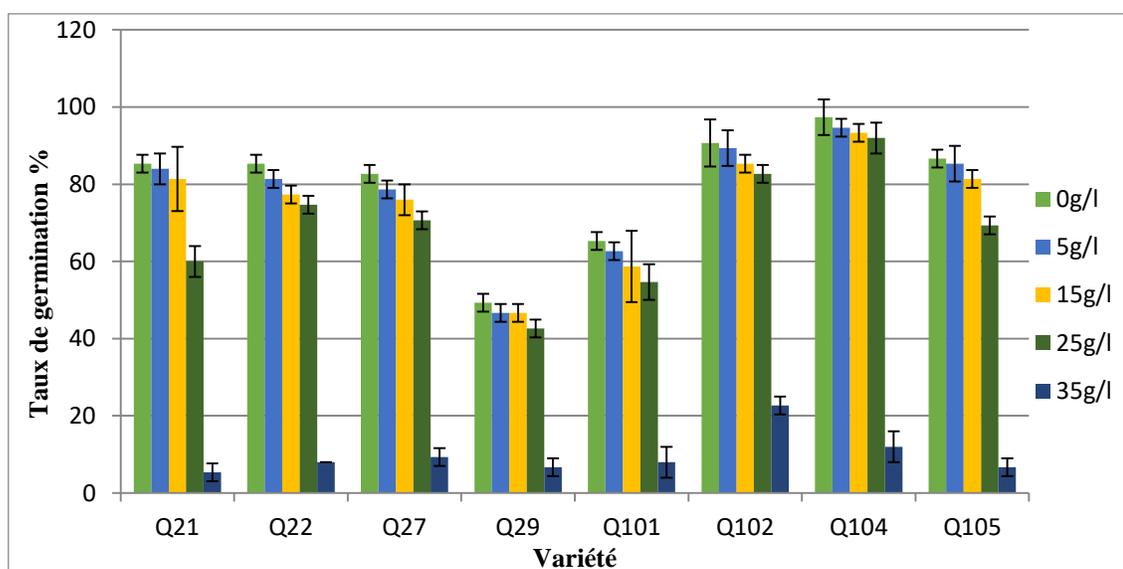


Figure 4.3. Variation du taux de germination, des différentes variétés de quinoa, en fonction de l'intensité du stress salin.

1.1.1.1. Analyse de la variance pour le taux de germination

L'analyse de la variance ANOVA à deux facteurs qui sont : l'effet de la concentration en sel avec cinq niveaux de (0, 5, 15, 25 et 35 g/l), et l'effet variétale avec huit variétés (Q21, Q22, Q27, Q29, Q101, Q102, Q104 et Q105) sur la variation du taux de germination, montre des différences hautement significatives (Tableau 03).

Tableau 3. Analyse de la variance pour le taux de germination.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Variété	7	16765.73333	2395.104762	2.9931	0.00644
Concentration	4	85032.53333	21258.13333	114.469	< 0.0001
Variété*concentration	39	105642.5333	2708.782906	290.227	< 0.0001

le test (SNK) 5%, dégage deux groupes homogène des variétés (Tableau 04), à savoir : le groupe A qui inclue respectivement par ordre décroissant les variétés suivantes Q104, Q102, Q105, Q22, Q27, Q21 et Q101, et le groupe B qui comprend les deux dernières variétés Q101 et Q29.

Tableau 4. Classification des variétés (taux de germination) par le test Newman-Keuls(SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes
Q104	77.86666667	A
Q102	74.13333333	A
Q105	65.86666667	A
Q22	65.06666667	A
Q27	63.46666667	A
Q21	63.2	A
Q101	50.4	A B
Q29	38.4	B

D'autre part le test (SNK) 5%, a montré qu'il y a des différences significatives pour l'effet du stress sur le taux de germination, ce test a classé les concentrations en trois groupes

homogènes (Tableau 05), qui sont comme suit: groupe A comporte les doses (0, 5 e 15 g/l), groupe B comporte les deux doses (15 et 25 g/l), le dernier groupe C comporte la concentration 35g/l.

Tableau 5.Classification des concentrations (taux de germination) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes	
0g/l	80.33333333	A	
5g/l	77.83333333	A	
15g/l	75.33333333	A	B
25g/l	68.33333333	B	
35g/l	9.66666667	C	

le classement des groupes homogènes de l'ensemble des combines entre les différentes variantes des deux facteurs étudiées dans le dispositif expérimental, qui sont les huit variétés avec les cinq concentrations, révèle une distinction très nette du potentiel germinatif de la variété Q104 par le classement de ces taux de germination enregistrées sous les concentrations (5g/l, 15g/l et 25g/l) en premier groupe A qui dépasse significativement tous les moyennes enregistrées chez les autres variétés même avec l'eau distillée.

lorsque la concentration est faible (5 g/L), les variétés Q102, Q105, Q21, Q22, Q27 puis Q101 se distinguent des autres variétés Q29 est montrent un taux de germination qui n'est pas différent par rapport au témoin (très proche au taux de germination de témoin)

Or, lorsque l'intensité du stress est moyenne à élevée (15g/L et 25 g/L), toutes les variétés sont plus ou moins affectées et montrent un taux de germination différent de témoins.

Lorsque l'intensité du stress est très élevée (35 g/L), toutes les variétés sont affectées et montrent un taux de germination significativement différent de celui du témoin. Ainsi toutes les variétés sont classées au dernier groupe homogène S, mise à part la variété Q102 qui se classe à l'avant dernier groupe R (Tableau 6).

Tableau 6. Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre (taux de germination).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes
Q104*0g/l	97.33333333	A
Q104*5g/l	94.66666667	AB
Q104*15g/l	93.33333333	ABC
Q104*25g/l	92	ABCD
Q102*0g/l	90.66666667	ABCDE
Q102*5g/l	89.33333333	BCDEF
Q105*0g/l	86.66666667	CDEFG
Q21*0g/l	85.33333333	DEFG
Q22*0g/l	85.33333333	DEFG
Q105*5g/l	85.33333333	DEFG
Q102*15g/l	85.33333333	DEFG
Q21*5g/l	84	EFGH
Q27*0g/l	82.66666667	EFGHI
Q102*25g/l	82.66666667	EFGHI
Q22*5g/l	81.33333333	FGHIJ
Q105*15g/l	81.33333333	FGHIJ
Q21*15g/l	81.33333333	FGHIJ
Q27* 5g/l	78.66666667	GHIJ
Q22* 15g/l	77.33333333	HIG
Q27* 15g/l	76	IJK
Q22* 25g/l	74.66666667	JKL
Q27* 25g/l	70.66666667	KLM
Q105* 25g/l	69.33333333	LM
Q101* 0g/l	65.33333333	MN
Q101* 5g/l	62.66666667	N
Q101* 15g/l	61.33333333	N
Q21* 25g/l	60	N
Q101* 25g/l	54.66666667	O

Q29* 0g/l	49.33333333	P
Q29* 15g/l	46.66666667	PQ
Q29* 5g/l	46.66666667	PQ
Q29* 25g/l	42.66666667	Q
Q102* 35g/l	22.66666667	R
Q104* 35g/l	12	S
Q27* 35g/l	9.333333333	S
Q101* 35g/l	8	S
Q105* 35g/l	6.666666667	S
Q29* 35g/l	6.666666667	S
Q22* 35g/l	6.666666667	S
Q21* 35g/l	5.333333333	S

1.1.2. Cinétique de germination

La figure (4.4) présentent l'évolution de la germination des (08) variétés de Quinoa en fonction du temps pour l'ensemble des traitements. Les résultats montrent que les courbes relatives aux taux de germination des graines traitées (stressées) sont situées au-dessous de celles des courbes témoins et se diminuent au fur et à mesure que la dose de NaCl augmente.

Les courbes de germination permettent de distinguer 3 phases:

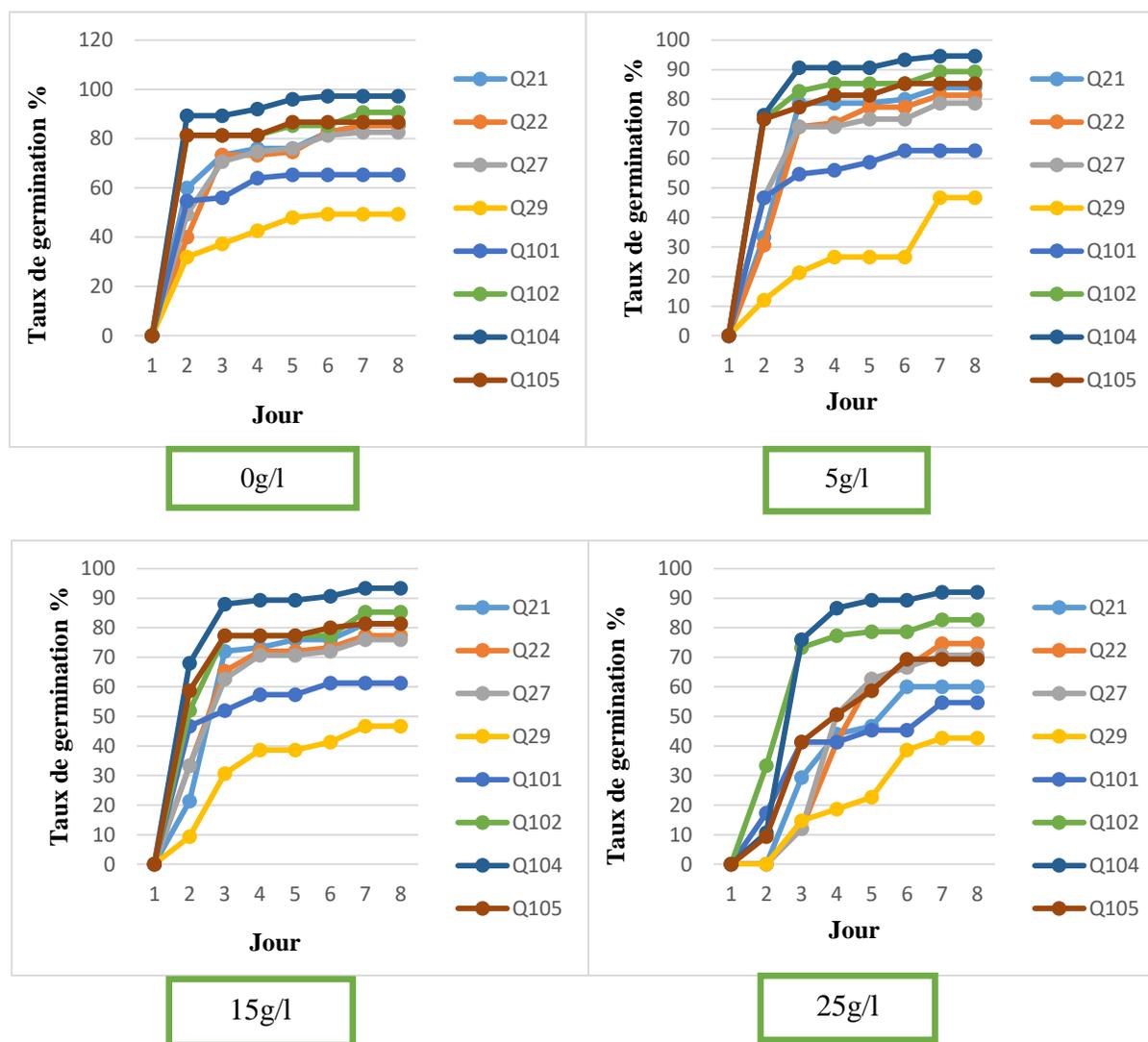
- Une phase de latence: nécessaire à l'apparition des premières germinations, au cours de laquelle le taux de germination reste faible. La durée de cette phase est variable selon la concentration de NaCl. Elle est très courte (1 jour) chez les graines témoins et celles traitées (avec 5g/l, 15g/l et 25g/l) de NaCl. Exception faite pour les variétés où elle atteint 2 jours à la concentration 25g/l. Mais elle devient plus longue surtout chez les graines soumises au traitement 35 g/l de NaCl pour lesquelles cette phase peut aller jusqu'à 3 jours pour les variétés Q102, Q21 et Q29, et même à 4 jours pour les autres variétés (Q22, Q27, Q101, Q104 et Q105).

- Une phase sensiblement linéaire: correspondant à une augmentation rapide du taux de germination qui évolue proportionnellement au temps, du moins pour les graines témoins et les graines soumises aux concentrations de 5 g/l, 15 g/l et 25 g/l. Pour la concentration de 35 g/l,

cette phase est très courte, ce qui explique le taux de germination réduit qui est dû à l'effet inhibiteur du sel sur la germination.

-Une troisième phase correspondant à un palier représentant le pourcentage final de germination et traduisant la capacité germinative de chaque variété et pour chaque concentration.

Il paraît que cette capacité germinative diminue pour toutes les variétés étudiées mais avec des degrés différents, selon la variété et le stress appliqué.



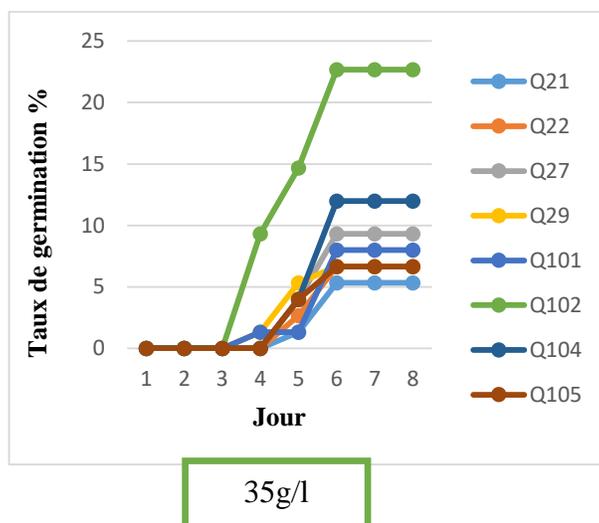


Figure 4. 4.Cinétique de germination pour les (08) variétés étudiées à des concentrations.

Ainsi, la variété Q102 est la plus tolérante au sel et évolue plus rapidement que les autres variétés, alors que la variété Q21 se montre la plus sensible. Les variétés Q22, Q27, Q29, Q101, Q104 et Q105 ont un comportement intermédiaire.

1.1.2.1. Analyse de la variance de la cinétique de germination

L'ANOVA de la cinétique de germination de l'effet de stress salin sur les huit variétés étudiées, montre des différences hautement significatives entre les variétés et entre les concentrations (Tableau 07) avec des probabilités d'erreurs ($Pr < 0,0001$) pour les variétés, les concentrations et l'interaction entre ces deux dernières.

Tableau 7. Analyse de la variance de la cinétique de germination.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Variété	7	113567.45	16223.92143	14.8383	< 0.0001
Concentration	4	474107.7667	118526.9417	166.372	< 0.0001
Variété*Concentration	39	618541.85	15860.04744	27.2262	< 0.0001

Le test (SNK) 5%, dégage quatre groupes homogène des variétés (Tableau 05), à savoir : le groupe A qui inclue respectivement par ordre décroissant les variétés :Q104, Q102 et Q105, et le groupe B qui comprend les variétés Q105, Q21, Q27 et Q22, puis un groupe C comprenant les

variétés Q21, Q27, Q22 et Q101, et enfin un groupe D qui classe en dernier la variété Q29 avec le potentiel germinatif le plus faible (Tableau 8).

Tableau 8. Classification des variétés (cinétique) par le test Newman -Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes	
Q104	61.900	A	
Q102	57.933	A	
Q105	52.133	A	B
Q21	46.367	B	C
Q27	45.900	B	C
Q22	45.767	B	C
Q101	39.100	C	
Q29	24.333	D	

Le test (SNK) 5%, montre qu'il y a une différence significative de l'effet du stress salin sur la cinétique, ce test a classé les concentrations en quatre groupes homogènes (Tableau 09), qui sont le groupe A pour les deux premières doses (0 et 5 g/l), le deuxième groupe B qui inclut les doses (5 et 15 g/l), le troisième groupe C comprend la dose 25 g/l et le dernier groupe D comprend la concentration 35g/l (Tableau 9).

Tableau 9. Classification des concentrations (cinétique) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes	
0g/l	65.000	A	
5g/l	60.937	A	B
15g/l	58.438	B	
25g/l	44.625	C	
35g/l	4.396	D	

1.1.3. Vitesse et moyenne journalière de la germination

Les données des figures (4.5) et (4.6) illustrent l'effet des concentrations croissantes de NaCl sur la vitesse de germination exprimée par le temps moyen de germination, montrent que pour toutes les variétés étudiées, l'augmentation de la concentration en NaCl provoque une augmentation du temps moyen de germination t_{50} , accompagnée d'une diminution de la moyenne journalière de germination.

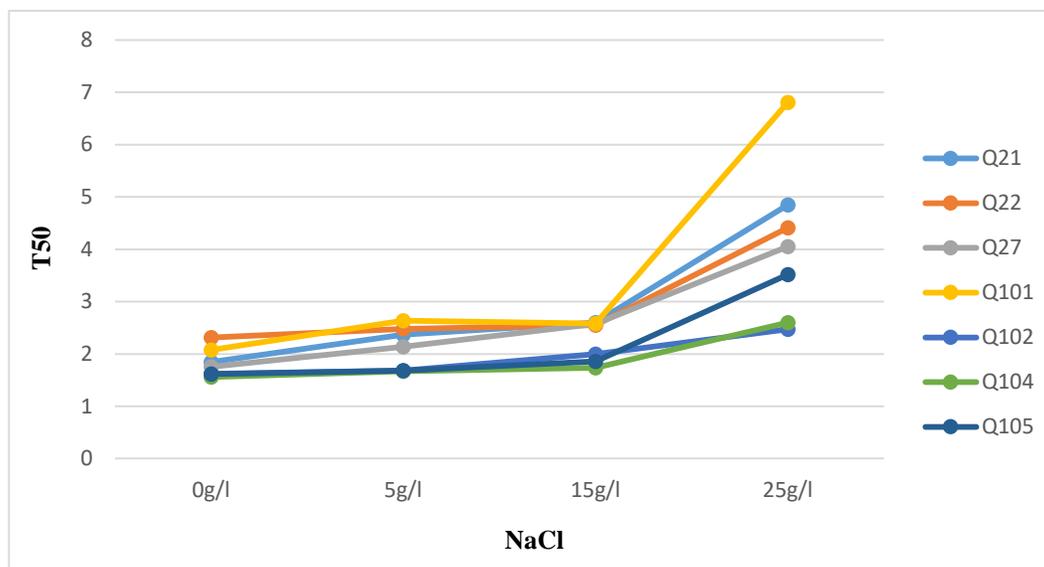


Figure 4. 5. Effets des différentes concentrations de NaCl sur le temps moyen de germination T_{50} des variétés de quinoa étudiées.

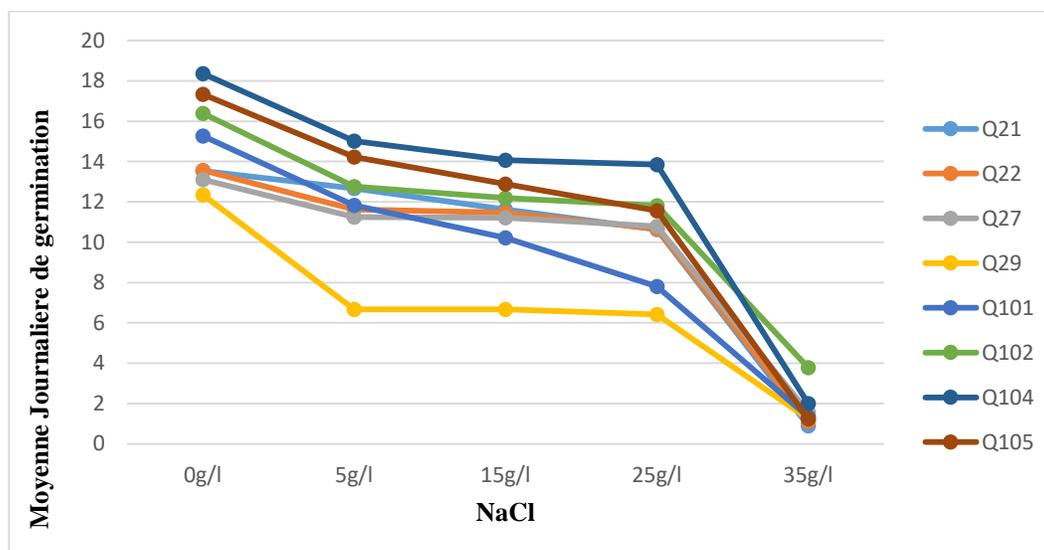


Figure 4. 6. Effets des différentes concentrations de NaCl sur la moyenne journalière de germination des variétés de quinoa étudiées.

Les deux graphes (4.5) et (4.6) (en dessus) montrent que les distances entre les courbes T50 des différentes variétés étudiées augmentent proportionnellement avec la croissance de la concentration en NaCl, car nous avons constaté que ces courbes étaient très proches pour les faibles concentrations (0, 5 et 15 g/l) puis elle présentent une distinction considérable pour la dose 25g/l.

D'autre part, les courbes T50 révèlent un rapprochement du potentiel germinatif entre les variétés Q105, Q102 et Q104, et d'un autre côté entre les variétés Q21, Q22, Q27, Q29 et Q101 jusqu'à 15g/l de NaCl. Cependant, les variétés Q102 et Q104 présentent les T50 les plus bas en condition de stress le plus sévère (25 g/l). Ce qui explique que sa vitesse de germination est plus rapide comparativement aux autres variétés. Cependant la variété Q101 affiche la valeur de T50 la plus élevée, ce qui reflète un potentiel germinatif relativement limité et une vitesse relativement lente.

Notons que pour la concentration 35g/l aucune variété n'a atteint le T50. la variété Q29 a présente les taux de germination les plus faibles qui n'ont pas atteint le T50 sous tous les concentrations même avec l'eau distille.

Pour la moyenne journalière, il y a une diminution des valeurs de ce paramètre avec l'augmentation des concentrations en sel.

1.1.3.1. Analyse de la variance de la vitesse de germination

L'ANOVA de la vitesse de germination pour l'effet de stress salin sur les huit variétés étudiées, montre des différences hautement significatives entre les variétés et entre les concentrations avec des probabilités d'erreurs ($Pr < 0,00371$) pour les variétés, ($Pr < 0,0001$) pour les concentrations et pour l'interaction entre elles (Tableau 10).

Tableau 10. Analyse de la variance à la vitesse de germination.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Variété	6	26.21183814	4.36863969	3.55043	0.00371
Concentration	4	67.5226581	16.88066452	24.9573	< 0.0001

Variété*concentration	34	114.6066968	3.3707852	26.0099	< 0.0001
-----------------------	----	-------------	-----------	---------	-------------

le test (SNK)5%, dégage deux groupes homogène des variétés, à savoir : le groupe A qui inclue respectivement par ordre décroissant les variétés suivantes Q101, Q22, Q21 et Q27 et le groupe B qui comprend les variétés Q22, Q21, Q27, Q105, Q102 et Q104 (Tableau 11).

Tableau 11. Classification des variétés (vitesse de germination) par le test Newman-Keuls(SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes	
Q101	3.525583333	A	
Q22	2.937	A	B
Q21	2.915666667	A	B
Q27	2.628583333	A	B
Q105	2.168583333	B	
Q102	1.94325	B	
Q104	1.892	B	

L'analyse statistique a montré qu'il y a une différence hautement significative (SNK) 5%, pour l'effet du stress sur la vitesse de germination, ce test a classé les concentrations en deux groupes homogènes qui sont comme suit: groupe A comprend la dose 25g/l et le groupe B comprend les autres concentrations par ordre décroissante 15, 5 et 0 g/l (Tableau 12).

Tableau 12. Classification des concentrations (la vitesse de germination) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes	
25g/l	4.101380952	A	
15g/l	2.279	B	
5g/l	2.093666667	B	
0g/l	1.825809524	B	

1.1.3.2. L'analyse de la variance pour la moyenne journalière de germination

L'analyse de la variance de la moyenne journalière de germination, montre des différences significatives entre les variétés ($Pr = 0.04863$) et des différences hautement significatives pour les concentrations ($Pr < 0.0001$) et pour l'interaction (Tableau 13).

Tableau 13. Analyse de la variance pour la moyenne journalière de germination des (08) variétés étudiées.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Variété	7	343.7388836	49.1055548	2.10495	0.04863
Concentration	4	2412.121116	603.0302789	127.379	< 0.0001
Variété*concentration	39	2878.564559	73.80934766	75.7197	< 0.0001

le test (SNK)5%, dégage deux groupes homogènes des variétés (Tableau 14), à savoir : le groupe A qui inclue respectivement par ordre décroissant les variétés suivantes Q104, Q105, Q102, Q21, Q22, Q27 et Q101, et le groupe B qui comprend les variétés Q105, Q102, Q21, Q22, Q27, Q101 et Q29.

Tableau 14. Classification des variétés (moyenne journalière) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes
Q104	12.6552381	A
Q105	11.44888889	A B
Q102	11.38412698	A B
Q21	9.864126984	A B
Q22	9.682539683	A B
Q27	9.580952381	A B
Q101	9.290793651	A B
Q29	6.669206349	B

Le test student Newman-Keuls (SNK) 5% a montré qu'il y a une différence pour l'effet du stress sur la moyenne journalière de germination, ce test classé les concentrations en

quatre groupes homogènes, qui sont comme suit: groupe A comprend la dose 0g/l, groupe B comprend deux doses 5 et 15 g/l, le groupe C comprend deux concentrations 15 et 25 g/l, le dernier groupe D comprend la concentration le plus élevé 35 g/l (Tableau 15).

Tableau 15. Classification des concentrations (moyenne journalière de germination) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes	
0g/l	14.98531746	A	
5g/l	12.0015873	B	
15g/l	11.28968254	B	C
25g/l	10.43888889	C	
35g/l	1.644444444	D	

1.1.4. Longueur des racines et des épicotyles

Les figures (4.7) et (4.8) présentent les résultats de l'étude de l'effet de la salinité sur le développement de la longueur des racines et des épicotyles des huit variétés de quinoa après 07 jours d'exposition des graines à différentes concentrations en NaCl.

L'histogramme (4.7), montre q'une différence inter variétale très nette des longueurs des racines enregistrées pour les huit variétés étudiées ce qui reflète l'interaction pondérable entre les réactions des génotypes avec le stress salin induit, de même pour les effets intra variétale qui montre des différences palpables de l'augmentation de la concentration de NaCl sur la longueur des racines.

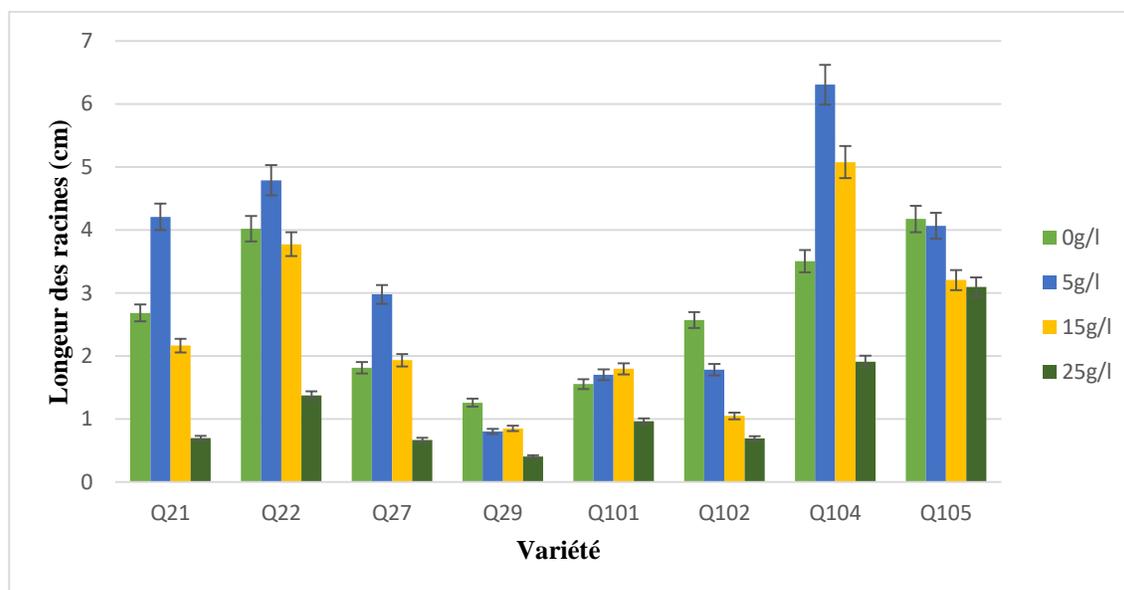


Figure 4. 7. Variation de la longueur des racines des (08) variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl avec barre des erreurs écartype.

Notons que pour la majorité des variétés étudiées la meilleure réponse du développement des racines était reliée à la dose 5g/l qui dépasse même le témoin.

La même interprétation pour la figure(4.8), qui montre la longueur des épicotyles.

L'histogramme (4.8), montre q' une différence inter variétale très nette des longueurs des épicotyles enregistrées pour les huit variétés étudiées ce qui reflète l'interaction pondérable entre les réactions des génotypes avec le stress salin induit, de même pour les effets intra variétale qui montre des différences palpables de l'augmentation de la concentration de NaCl sur la longueur des racines.

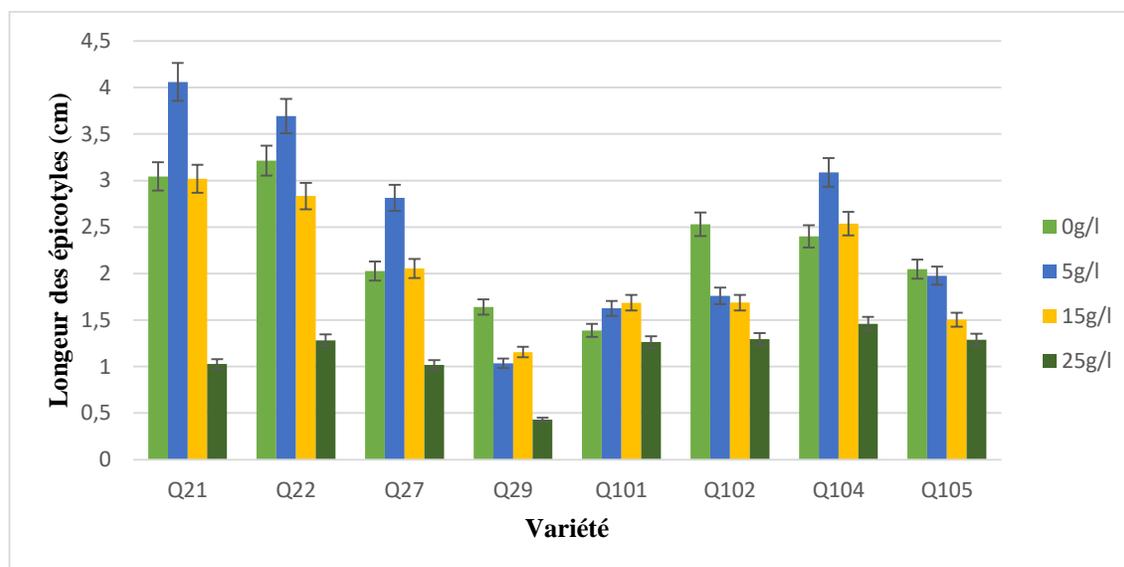


Figure 4.8. Variation de la longueur des épicotyles des (08) variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl avec barre des erreurs écartype.

1.1.4.1. Analyse de la variance pour la longueur des racines

Le test (SNK) 5%, montre qu'il y a une différence hautement significative pour l'effet du stress sur la longueur des racines ($Pr < 0,0001$) (Tableau 16). Ce test a classé les concentrations en cinq groupes homogènes (Tableau 17), qui sont comme suite: groupe A comprend la variété Q104, le groupe B comprend deux variétés Q105 et Q22, groupe C comprend Q21, groupe D comprend trois variétés Q27, Q102 et Q101, le dernier groupe E comprend la dernière variété Q29, par ordre décroissante.

Tableau 16. Analyse de la variance (longueur des racines).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
variété	7	3053.521	436.217	98.357	< 0,0001
concentration	3	1632.369	544.123	108.374	< 0,0001
variété * concentration	31	5487.146	177.005	51.272	< 0,0001

Tableau 17. Classification des variétés (longueur des racines) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes
----------	-------------------	---------

Q104	4.200	A		
Q105	3.591		B	
Q22	3.491		B	
Q21	2.412			C
Q27	1.848			D
Q102	1.525			D
Q101	1.505			D
Q29	0.830			E

L'analyse statistique par le test SNK 5%, a montré qu'il y a une différence significative (SNK) 5%, pour l'effet du stress sur la longueur des racines, ce test a classé les concentrations en trois groupes homogènes (Tableau 18), qui sont: groupe A comporte la dose 5g/l, groupe B comporte deux doses 0 et 15 g/l, dernier groupe C comporte la dose 25 g/l.

Tableau 18. Classification des concentrations (longueur des racines) par le test Newman-Keuls(SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes
5g/l	3.381	A
0g/l	2.619	B
15g/l	2.596	B
25g/l	1.106	C

1.1.4.2. Analyse de la variance pour la longueur des épicotyles

L'analyse de la variance de la longueur des épicotyles, montre qu'il y a des différences hautement significatives entre les variétés aussi marquée pour les concentrations ($Pr < 0,0001$), (Tableau 19).

Tableau 19. Analyse de la variance pour la longueur des épicotyles.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
variété	7	1147.331	163.904	52.543	< 0,0001
concentration	3	860.106	286.702	88.650	< 0,0001

variété * concentration	31	2473.907	79.803	30.802	< 0,0001
----------------------------	----	----------	--------	--------	--------------------

le test (SNK)5%, dégage six groupes homogènes (Tableau 20), classés comme suit: groupe A qui inclue la variété Q105, groupe B comprend les deux variétés Q22 et Q21, groupe C comprend les variétés sont Q21 et Q104, le groupe D comprend deux variétés qui sont Q27 et Q102, groupe E la variété Q101 et enfin le groupe F avec la variété Q29.

Tableau 20.La classification des variétés (longueur des épicotyles) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes			
Q105	3.394	A			
Q22	2.756	B			
Q21	2.485	B		C	
Q104	2.371	C			
Q27	1.978	D			
Q102	1.818	D			
Q101	1.490	E			
Q29	1.065	F			

L'analyse statistique de (SNK) 5%, a montré qu'il y a une différence significative pour l'effet du stress sur la longueur des épicotyles, ce test a classé les concentrations en trois groupes homogènes (Tableau 21), qui sont: groupe A comprend la dose 5 g/l, groupe B comprend les doses 0 et 15 g/l et le dernier groupe C qui inclue la dose 25g/l.

Tableau 21.Classification des concentrations (longueur des épicotyles) par le test Newman-Keuls (SNK).

Modalité	Moyennes estimées	Groupes	
5g/l	2.818	A	
0g/l	2.387	B	
15g/l	2.279	B	
25g/l	1.193	C	

1.1.5. Réversibilité de l'action du sel

La figure (4.9) présente les résultats du taux de germination des graines mises à germer soit directement en milieu témoin non salé, soit sur milieu témoin mais après prétraitement avec NaCl à 35 g/L durant une période de 7 jours, des huit variétés de quinoa.

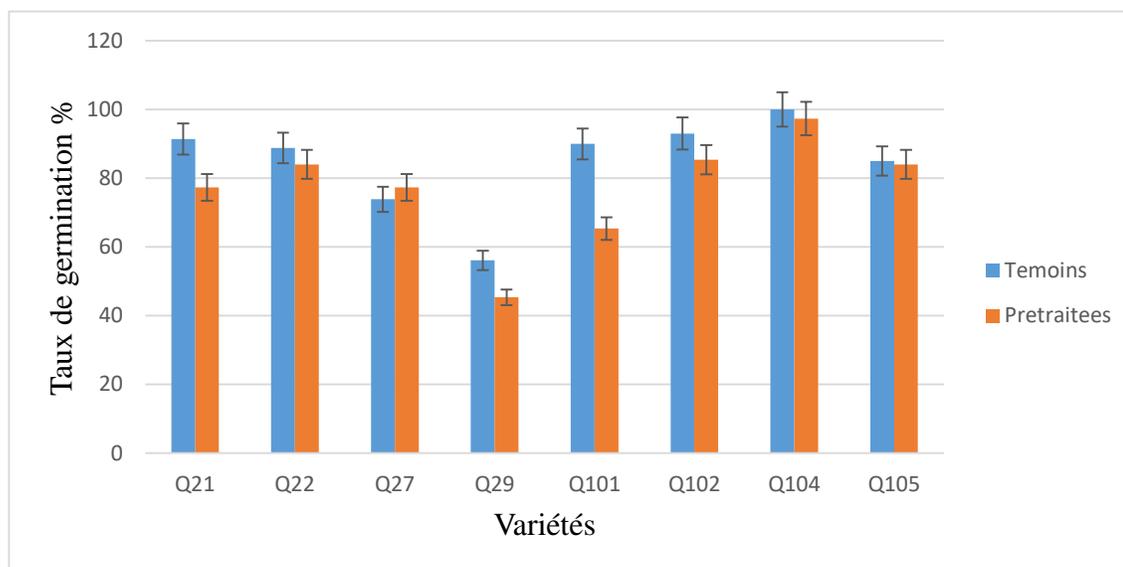


Figure 4. 9.Taux de germination des graines mise à germer soit directement au milieu témoins mais après prétraitement avec NaCl à 35 g/l.

Les paramètres étudiés précédemment ont montré que le sel exerce, à fortes doses, un effet dépressif sur la germination des graines des variétés de quinoa étudiées. Cette inhibition peut être osmotique et/ou toxique. Dans la mesure où elle est d'origine osmotique, on devrait s'attendre à une reprise de la germination après levée de cette contrainte. Par contre, si des phénomènes de toxicité ionique interviennent, on peut prévoir l'absence de cette reprise de germination (Hajlaoui et al., 2007).

Dans notre étude, le transfert des graines non germées de la concentration 35g/l dans l'eau distillée est suivi d'une reprise de la germination très proche de celle obtenue chez les graines mises directement sur le l'eau distillée.

Donc, on peut dire que l'inhibition d'ordre est osmotique, vu qu'il y a une reprise significative de germination.

1.1.6. Mobilisation des réserves

La figure (4.10) présente les résultats de l'effet de différentes concentrations en NaCl sur la mobilisation des réserves secs après 08 jours de germination des graines de quinoa.

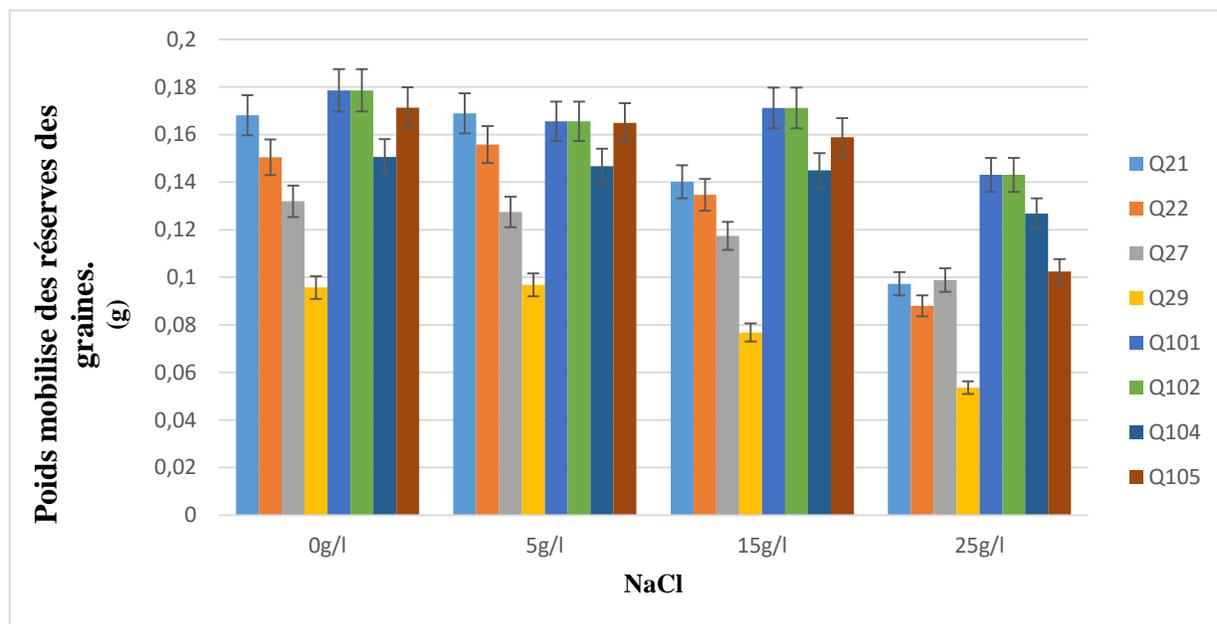


Figure 4.10. Poids mobilise des réserves des graines.

La mobilisation des réserves est une étape essentielle au cours de laquelle il y a dégradation des réserves pour soutenir les premiers stades de croissance des plantules. Les pesées des graines de toutes les variétés diminuent significativement avec l'augmentation de la concentration de sel (NaCl). Ceci suggère que pour ses variétés le sel exerce un effet dépressif sur la mobilisation des réserves.

1.2. Discussion

Pendant la germination, l'émergence de la racicule serait contrôlée par l'osmolarité du milieu, alors que la croissance ultérieure de la plantule serait limitée par la mobilisation et le transport des réserves vers l'axe embryonnaire (Hajlaoui *et al.*, 2007).

Bien qu'il ne reflète pas intégralement le comportement des plantes dans leurs conditions naturelles, le taux de germination, en conditions de stress salin, donne toujours une idée plus ou moins précise du comportement des variétés étudiées (Ben Naceur, 2001).

Okçu *et al.*, (2005), ont démontré que l'application de différents niveaux de NaCl induit une réduction significative du taux de germination final.

Nous notons un ralentissement du processus de germination en fonction de l'augmentation de la salinité.

Selon Mrani *et al.* (2013) les résultats rapportés dans cette étude montrent que, le blé est une plante sensible à l'action du NaCl, au stade de germination. Ces résultats sont en accord avec les nôtres. Toutefois le quinoa reste plus résistant au stress salin que le blé, en fonction des concentrations étudiées.

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 (Ghrib *et al.*, 2011).

Nos résultats sont comparables à ceux rapportés par d'autres auteurs ayant travaillé sur certaines légumineuses. En effet, ils ont affirmé que le stress salin augmente le temps moyen de germination.

Les travaux de Bayuelo-Jiménez *et al.*, (2002) sur *Phaseolus* et ceux d'Okçu *et al.* (2005) sur des cultivars de petits pois, ont démontré que le temps moyen de germination des graines a augmenté avec l'ajout de NaCl et cette augmentation a été d'autant plus importante que la concentration en sel est élevée.

Cependant, Cokkizgin (2012) a trouvé que tous les paramètres de germination examinés chez le haricot diminuent significativement avec l'augmentation de la concentration en NaCl sauf le temps moyen de germination qui reste comparable à celui du témoin.

Selon Mrani (2013), la vitesse de germination des variétés de blé étudiées est en effet, fortement touchée et elle diminue avec l'augmentation de la concentration du NaCl. Ceci corrobore encore une fois avec nos résultats.

La variation des capacités germinatives associé au temps moyen et au taux moyen de germination des graines permettent de bien discriminer les espèces quant à leur tolérance et (ou) sensibilité au sel au cours de la germination (Ghrib *et al.*, 2011).

Le retard de la germination des graines ainsi que la diminution de la moyenne de germination journalière de l'ensemble des géotypes avec l'augmentation de la concentration saline est expliqué par le temps nécessaire à la graine de mettre en place des mécanismes lui permettant d'ajuster sa pression osmotique interne (Bliss *et al.*, 1986).

Alors que Ghrib *et al.* (1991) ont expliqué que, ce retard pourrait être dû à l'altération des enzymes et des hormones qui se trouvent dans la graine

D'après Ben Gamra (2007), la salinité réduit d'une part, la vitesse de germination et d'autre part, sa capacité germinative. In Hajlaoui *et al.* (2007).

Lachhab *et al.*, (2013), ont indiqué que l'application d'un stress salin retarde la germination des graines de luzerne à de faibles concentrations (100 mM) et il l'inhibe complètement à des concentrations plus fortes (200 mM).

Selon Hajlaoui *et al.*, (2007), l'augmentation de la concentration saline jusqu'à une dose de 102 mM entrave le processus de mobilisation des réserves et diminue la moyenne de la germination journalière chez le pois chiche.

Nos résultats sur le quinoa sont en accord avec Brakez *et al.*, (2013) dans le sens où le quinoa peut germer dans des conditions de stress élevé. Cette capacité de germer en présence de sel a été expliquée par Koyro et Eisa (2008) par le fait que 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. Ces résultats viennent confirmer, à travers des études antérieures, les effets relevés exercés par la salinité sur le processus de germination.

La germination est considérée comme une étape critique dans le cycle de développement de la plante. Elle conditionne l'installation de la plantule, son branchement sur le milieu et probablement sa productivité ultérieure (Tremblin .2000).

Pour ce qui concerne les longueurs des racines et des épicotyles, les résultats de la croissance indique que la salinité a affecté négativement la croissance de l'appareil végétatif de quinoa comparativement à celle de racines dans l'étude réalisé par (camara *et al.*,2018).

La diminution du potentiel hydrique provoqué par la salinité stimule le développement des racines en profondeur et ce à la recherche de l'eau, ce qui implique le développement de la partie racinaire en dépit de la partie aérienne (Bizid *et al.*, 1988).

Cette adaptabilité racinaire, serait une forme de tolérance au sel. Le sel inhibe tous les paramètres de croissance des plantes, ceci s'explique par le fait que l'augmentation de la teneur en NaCl entraîne une diminution de l'hydratation des tissus et une réduction de l'expansion cellulaire, par conséquent une diminution de nombre de feuilles et de la biomasse des plantes (Hamza, 1982).

La réversibilité de l'effet du NaCl est un paramètre qui peut aider à déterminer l'origine de l'effet dépressif de la salinité sur la germination.

La salinité peut se manifester par deux effets : osmotique qui est réversible et toxique qui est irréversible. La présence de doses élevées en NaCl entraîne la diminution du potentiel osmotique du milieu, cela peut retarder ou empêcher l'absorption de l'eau nécessaire pour la germination (Mirmazloun *et al.*, 2010).

Aussi une forte concentration en chlorure de sodium peut entraîner l'accumulation des ions de Na⁺ et Cl⁻ dans l'embryon, et contribue ainsi à l'altération des processus métaboliques de la germination voir même à la mort de l'embryon par excès d'ions (Hajlaoui *et al.*, 2007).

Les expériences de transfert sur milieu témoin de graines après prétraitement avec du NaCl sont conduites pour préciser le mode d'action du sel sur la germination.

Nos résultats montrent que les effets sont d'abord de nature osmotique, du fait de la reprise de la germination une fois que la contrainte saline a été levée.

La réversibilité de la réponse au sel a été démontrée dans plusieurs travaux et chez plusieurs espèces. Elle s'observe aussi chez les légumineuses (Hajlaoui *et al.*, 2007) , l'orge (Bliss *et al.*, 1986) et le Citrus (Zekri,1993).

La mobilisation des réserves (exprimée par la matière sèche résiduelle) dépend de l'activation des enzymes hydrolitiques. Ces réserves, chez le pois chiche, sont majoritairement de nature glucidique (Khemiri *et al.*, 2004), sont hydrolysées par l' α -amylase en sucres solubles et sont soumises à la plantule pour les besoins de sa croissance (Groome *et al.*, 1991).

Après l'imbibition de la graine, un ensemble de processus d'activités métaboliques se déclenchent pour l'expression des gènes et la synthèse d'enzymes qui hydrolysent les réserves nutritives destinées au développement de la plantule (N'Dri, 2013).

La mobilisation des réserves peut être estimée indirectement par la mesure de la matière sèche résiduelle au niveau des graines. Chez des génotypes de pois chiche traités par des solutions salines, Hajlaoui *et al.* (2007) ont trouvé que, la masse sèche résiduelle des graines en germination est plus élevée en présence de chlorure de sodium que sur milieu témoin.

Cet effet dépressif du sel sur la mobilisation des réserves a déjà été signalé chez le petit pois (Okçu *et al.*, 2005), la fève (Benidire *et al.*,2015) et le blé (Mrani *et al.*,2013).

Tous ces résultats sont en accord avec ceux trouvés dans notre étude.

Conclusion

Conclusion

Les plantes réagissent aux stress environnementaux par un ensemble de modification morphologique, anatomique, physiologique et biochimique, ce qui permet le maintien de la croissance, du développement et de la production.

Outre son rôle important dans le transport, la photosynthèse et l'accumulation des éléments nutritifs et la régulation thermique, l'eau joue un rôle très important dans la croissance et le développement des plantes. Une fois un déficit hydrique est installé, il entraîne une altération des différents processus en modifiant ainsi la croissance des organes végétatifs et reproducteurs le développement et le rendement final de la culture.

La salinité a un effet néfaste sur le développement des plantes, quel que soit le degré de réponse au stress salin qui varie d'un génotype à l'autre.

Ainsi, les résultats rapportés dans la présente étude montrent que la réponse du quinoa aux conditions de stress salin au stade de la germination est tributaire de la variété, de la concentration en NaCl du milieu et du paramètre en question.

Le stress salin a marqué une diminution de tous les paramètres étudiés, cette diminution s'accroît au fur et à mesure, que le stress salin devient important néanmoins, le quinoa a fait preuve d'une remarquable tolérance aux sels.

En effet les huit variétés étudiées se sont montrées résistantes à la salinité avec un comportement morpho-physiologique (Taux de germination, cinétique de germination, vitesse de germination et moyenne journalière de germination) qui diffère d'une variété à autre. La variété qui ressort la meilleure et la plus résistante quant à la majorité des paramètres étudiées (taux de germination, T50 et MDG) est Q104 suivie de Q102 et Q105. En revanche la variété Q29 s'affiche comme la plus sensible.

Cette étude devrait être complétée par des expérimentations sur le champ afin de confirmer la tolérance et la productivité de ces variétés.

Référence Bibliographique

Référence Bibliographique

1. Aggon, K. (2017). Effet de la date de semis sur le comportement de la culture de quinoa (*chenopodium quinoa willd.*) dans la région de Biskra. Biskra: Mémoire de master, université Mohamed Khider Biskra.
2. Bayuelo-Jimenez J. S., Craig R., Lynch J. P., 2005. Seed physiology, production and technology. *Crop Sci.* 42 (2002) 1584 p.
3. Ben Kaddour M. 2014 . Modifications physiologiques chez des plantes de blé (*Triticum Durum Desf*) exposées à un stress salin. Thèse en vue de l'obtention d'un diplôme de doctorat 3ème Cycle, Université Badji Mokhtar, Annaba.
4. Bedrane M. 2018. Le stress salin.
5. Ben Naceur M., Rahmoune C., Sdiri H., Meddahi M., Selmi M., 2001. Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés maghrébines de blé. *Sècheresse*, 12, 4, 167-174.
6. Ben Gamra M., 2007. Comportement du Myrte en condition de stress salin. Mémoire de fin d'étude. Institut Supérieure des Science Biologique Appliquées de Tunis.
7. Bizid E., Zid E., Grignon C., 1988. Tolérance à NaCl et sélectivité K⁺/Na⁺ chez les Triticales, *Agronomie* 8(1) :23-27.
8. Ben Miled D., Bousaid M., Abdkeffi A., 1986. Colloque sur les végétaux en milieu aride. Djerba 8- 10 sept. 1986. Fac. Sci. de Tunis ept. ACCTT, 586p.
9. Bliss, R.D., Platt-Aloria, K.A., Thomson, W.W., (1986). Osmotic sensitivity in relation to sensitivity in germination barley seeds. *Plant Cell and Environment*, 9: 721725.
10. Benidire L., Daoui K., Fatemi Z.A., Achouak W., Bouarab L., Oufdou K., 2015 -Effet du stress salin sur la germination et le développement des plantules de *Vicia faba* (L.). *Journal of Materials and Environmental Science*, vol. 6 (3), p. 840-851.
11. Brakez M., EI Brik K., Daoud S. and Harrouni M.C., 2013. Performance of *Chenopodium quinoa* under salt stress. *Developments in Soil Salinity Assessment and Reclamation*. pp. 463- 478.
12. Cokkizgin A., (2012). Effects of lead (PbCl₂) stress on germination of lentil (*Lens culinaris Medic.*) lines. *Afr J Biotechnol* 9(50):8608-8612.

13. Camara AMARA Brahima, SANOGO Souleymane, CHERIF Mamadou, KONE Daouda.,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.
14. Durand.JH., 1958. Les sols irrigables. Etude pédologique –ED. Imbert, Alger, 190p. 24. et Vigna unguiculata), 124: 12424-12432 p
15. FAO, 2016. (Food and Agriculture Organisation), 2016.Quinoa en Algérie. P16.
16. Ghrib C.D., Kchaou R., Gharbi F., Rejeb S., Khoudja L., Nejib Rejeb M., Euro. Journals Publishing, Inc. 50 (2011) 208.
17. Groome M.C., Axler S. & Gfford 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.
18. Herbillon , M. (2015). Le quinoa : intérêt nutritionnel et perspectives pharmaceutiques. these pour le diplôme d'état de docteur universite de rouen u.f.r de medecine et de pharmacie .Dumas.
19. Hamza M., 1982. Adaptations physiologiques à la salinité des plantes cultivées Bull.Soc.Ecophysiolo.7-2. 169-184.
20. Hajlaoui H., Denden M. et Bouslama M., 2007. Etude de la variabilité intraspécifique de tolérance au stress salin du pois chiche (Cicer arietinum L.) au stade germination. Tropicultura, Vol 25 (3), Pp 168-173.
21. Hopkins W.G., 2003. Physiologie végétale. 2ème édition. De Boeck, Bruscelles:476p.
22. ITDAS(Institut Technique du Développement de l'Agriculture Saharienne),2016.Protocole d'observation de la culture de quinoa.P14.
23. Jabnourne M., 2008. Adaptation des plantes au stress Salin : caractérisation de transporteurs de sodium et de potassium de la famille HKT chez le riz. Thèse de doctorat d'état, centre international d'études supérieures en sciences agronomiques, France, 289 p.

24. Jacobsen S.E., Stolen O.1993. Quinoa: morphology, phénology and propects for its production as a new crop in Europe.European journal of agronomy,2:19-29.
25. Khemiri H., Belguith H., Jridi T., Ben El Arbi M., Ben Hamida J., 2004. Caractérisation biochimique d'une amylase active au cours du processus germinatif des graines de colza (*Brassica napus* L.). Enzymologie et métabolisme, pp.: 146-149. Congrès International de Biochimie. Marrakech 3-6 mai 2004
26. Koziol,M.(1992).Chemical composition and nutritional evaluation of quinoa(*chenopodium quinoa* Willd).Journal of Food Composition and Analysis.5,35-58.
27. Koyro H.-W., Eisa S. (2008). Effect of salinity on composition, viability and germination of seeds of *Chenopodium quinoa* Willd. *Plant and Soil* 302(1):79-90.
28. Lachhab I., Louahlia S., Laamarti M., et Hammani K., 2013. Effet d'un stress salin sur la germination et l'activité enzymatique chez deux génotypes de *Medicago sativa*. Vol.3. Pp. 511- 515.
29. Lebonvallet S.2008. Implantation du quinoa et simulation de sa culture sur l'altiplano bolivien . Thèse pour obtenir le grade de Docteur, l'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech), paris.
30. Mrani Alaoui M., El Jourmi L., Ouarzane A., Lazar S., El Antri S., Zahouily M., et Hmyene A. (2013). Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé. *J. Mater. Environ. Sci.* 4 (6), 997-1004.
31. Mahoney A.w., Lopez J.G., et Hendricks D.G., 1975. An evalution of the protein quality of quinoa *J.Agr.Fd, chem.*190-193p.
32. Mujica A., Izquierdo J., Marathee J.P., 2001. Origen y descripción de la quinua. *Quinua (Chenopodium quinoa* Willd.) : ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro.Mujica, A., Jacobsen, S. E., Izquierdo, J., Marathee, J. P. et FAO (eds). CIP, UNAP. FAO, CD Cultivos Andinos, version 1.0. Santiago, Chile.
33. Mirmazloun S.I., Szabo K., Poorkalhor V., 2010. Németh E., *Hortic.*21 (2010). The presoaking effects of PEG6000, KNO3 and KCL on seed germination and seedling

- performance of *Nigella sativa*, L. 2nd International Conference on Horticulture Post-graduate Study, 2010, Lednice.
34. N'Dri A.A.N., Vroh-Bi I., Kouamé P.L., Zoro Bi I., 2011. Bases génétiques et biochimiques de la capacité germinative des graines : implications pour les systèmes semenciers et la production alimentaire. *Sciences et nature* vol. 8 N°1: 119-137.
35. Okcu G, Kaya MD, Atak M. 2005. Effects of Salt and Drought Stresses on Germination and Seedling Growth of Pea (*Pisum sativum* L.). *Turk J Agric. VOL(29): 237-242.*
36. Rjeibi W., Kahloui B., et Hachicha M. 2015. Effet de l'irrigation avec des eaux salées sur une culture de quinoa. Tunisie. Édition universitaires européennes.
37. Site web [http://www.larochr.lycee.free.fr/Les plantes halophyles](http://www.larochr.lycee.free.fr/Les%20plantes%20halophyles).
38. Tremblin G., 2000. Comportement auto-écologique de *Halopeplis amplexicaulis*: plante pionnière des sebkhas de l'ouest algérien. *Sécheresse*, 11 (2): 109-116.
39. Wangxia X., Vinocur P., Altmann A. 2003. Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: towards genetic engineering for stress tolerance, plant, Pp1-14.
40. Weretilnyk E.A., Bednarek S., Mccue K.F, Rhodes D., Hanson A.D., 1989. Comparative biochemical and immunological studies of betaine synthesis pathway in diverse families of dicotyledons. *Planta*. (178) 342-352.
41. Zekri M., 1993., Osmotic and toxic ion effects on seedling emergence and nutrition of Citrus root stocks. *J. Plant Nutr.* 16, 2013-2028.
42. Zid E. et Grignon C., 1991. Les tests de sélection précoce pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydrique. L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Ed. John Libbey. Eurotext, Paris : 91-108.

Annexes

Annexe 1. L'analyse de la variance pour le taux de germination

1.1. Variété

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	16765,733	2395,105	2,993	0,006
Erreur	112	89623,467	800,210		
Total corrigé	119	106389,200			

1.1. Concentration

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	85032,533	21258,133	114,469	< 0.0001
Erreur	115	21356,667	185,710		
Total corrigé	119	106389,200			

1.2. Interaction

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	39	105642,533	2708,783	290,227	< 0.0001
Erreur	80	746,667	9,333		
Total corrigé	119	106389,200			

Annexe 2. L'analyse de la variance pour la cinétique de taux de germination

2.1. Variété

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	113567,450	16223,921	14,838	< 0.0001
Erreur	952	1040901,733	1093,384		
Total corrigé	959	1154469,183			

2.2. Concentration

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	474107,767	118526,942	166,372	< 0.0001
Erreur	955	680361,417	712,420		

Total corrigé 959 1154469,183

2.3. Interaction

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	39	618541,850	15860,047	27,226	< 0.0001
Erreur	920	535927,333	582,530		
Total corrigé	959	1154469,183			

Annexe 3. L'analyse de la variance pour la vitesse de germination

3.1. Variété

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	6	26,212	4,369	3,550	0,004
Erreur	77	94,745	1,230		
Total corrigé	83	120,957			

3.2. Concentration

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	67,523	16,881	24,957	< 0.0001
Erreur	79	53,434	0,676		
Total corrigé	83	120,957			

3.3. Interaction

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	34	114,607	3,371	26,010	< 0.0001
Erreur	49	6,350	0,130		
Total corrigé	83	120,957			

Annexe 4. L'analyse de la variance pour la moyenne journalière de germination

4.1. Variété

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	343,739	49,106	2,105	0,049

Erreur	112	2612,807	23,329
Total corrigé	119	2956,546	

4.2. Concentration

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	2412,121	603,030	127,379	< 0.0001
Erreur	115	544,425	4,734		
Total corrigé	119	2956,546			

4.3. Interaction

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	39	2878,565	73,809	75,720	< 0.0001
Erreur	80	77,982	0,975		
Total corrigé	119	2956,546			

Annexe 5. L'analyse de la variance pour la longueur des racines

5.1. Variété

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	3053,521	436,217	98,357	< 0,0001
Erreur	2392	10608,663	4,435		
Total corrigé	2399	13662,185			

5.2. Concentration

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	3	1632,369	544,123	108,374	< 0,0001
Erreur	2396	12029,816	5,021		
Total corrigé	2399	13662,185			

5.3. Interaction

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	31	5487,146	177,005	51,272	< 0,0001
Erreur	2368	8175,039	3,452		

Total corrigé	2399	13662,185
---------------	------	-----------

Annexe 6. L'analyse de la variance pour la longueur des épicotyles

6.1. Variété

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	7	1147,331	163,904	52,543	< 0,0001
Erreur	2392	7461,657	3,119		
Total corrigé	2399	8608,987			

6.2. Concentration

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	3	860,106	286,702	88,650	< 0,0001
Erreur	2396	7748,881	3,234		
Total corrigé	2399	8608,987			

6.3. Interaction

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	31	2473,907	79,803	30,802	< 0,0001
Erreur	2368	6135,081	2,591		
Total corrigé	2399	8608,987			

المخلص

الغاية من إدخال الكينوا الى الجزائر هو تكييف نبات الكينوا مع إمكانية استخدامه كمحصول جديد يساهم في تنوع الأغذية وتعميم المحاصيل على الأرض المتأثر بالملوحة وندرة الموارد المائية .

تألف العمل الحالي من مقارنة ثمانية أنواع من الكينوا، وهي: Q105, Q104, Q101, Q102, Q29, Q27, Q22, Q21

الخاضع لتركيزات متزايدة (0-5-15-25-35) غ/ل.

تظهر النتائج التي تم الحصول عليها مقاومة مختلفة بين الأصناف. في الواقع، تبرز مجموعة Q104 على أنها الأكثر تحملا للملوحة مقارنة بمعظم المعلمات المدروسة.

الكلمات الرئيسية: كينوا، إجهاد الملح، كلوريد الصوديوم، النباتات.

Résumé

Le but de l'introduction du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) en Algérie est d'adapter la plante de quinoa à la possibilité d'être utilisée comme nouvelle culture contribuant à la diversité de la nourriture et à la généralisation des cultures sur les terres affectées par la salinité et la rareté des ressources en eau.

le présent travail consiste à comparer la capacité germinative de huit variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) qui sont Q21, Q22, Q27, Q29, Q101, Q102, Q104 et Q105 soumises à des concentrations croissantes en NaCl (0-5-15-25 et 35) g/l.

Les résultats obtenus montrent une résistance différente entre les variétés. En effet, la variété Q104 ressort comme la plus tolérante à la salinité vis-à-vis de la majorité des paramètres étudiés.

Abstract

The aim of the introduction of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) In Algeria is to adapt the quinoa plant to the possibility of being used as a new crop contributing to the diversity of food and the generalization of crops on land affected by salinity and scarcity of water resources.

The present work consists in comparing the germinability of eight quinoa varieties (*Chenopodium quinoa* Willd.) which are Q26, Q27, Q102 subjected to increasing concentrations of NaCl (0, 5, 15, 25,35 g / l).

The results obtained show a different resistance between varieties. In fact, the variety Q104 stands out as the most tolerant to salinity vis-à-vis the majority of the parameters studied.