



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

Référence /

MÉMOIRE DE MASTER

Domaine: Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences biologiques
Spécialité : Biotechnologie et valorisation des plantes

Présenté et soutenu par :
BOUSSELAOUI NARIMENE

Le: dimanche 24 juin 2018

Effets du stress salin sur la germination de quelques variétés introduites du quinoa (*Chenopodium quinoa willd.*)

Jury :

Mlle. BEN CHARIF Selma	MAA	Université de Biskra	Président
Dr. KHENCHOUR Hafida	MCB	Université de Biskra	Rapporteur
Dr. BOUATROUS Yamina	MCA	Université de Biskra	Examineur

Année universitaire: 2017 - 2018

Remerciements

Merci à Allah de m'avoir donné le courage, la volonté ainsi que la conscience pour que je puisse terminer mes études et réaliser ce travail.

Au terme de cette étude, mes reconnaissances respectueuses vont d'abord à madame Khenchour Hafida, pour avoir accepté de m'encadrer ainsi que pour ses précieux conseils et orientations, sa disponibilité, sa gentillesse, sa modestie et pour l'intérêt bienveillant manifesté pour mon travail.

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

Je tiens à remercier le Directeur et tout le personnel de l'ITDAS (Institut technique du développement de l'agronomie saharienne) Ain ben Naoui de Biskra.

Je remercie tout le personnel du laboratoire de Département de science de la nature et de la vie de l'université de Biskra.

Il m'est agréable d'exprimer ma profonde gratitude et mes plus vifs remerciements envers toute personne qui de loin ou de près a contribué à la réalisation de ce travail.

Merci

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 père **Bousselaoui Ahmed** qui m'a soutenu durant toutes mes années d'études et qui m'a appris à compter sur moi-même, qu'il me soit permis aujourd'hui de t'assurer mon profond amour et ma grande reconnaissance ; Papa, laisse-moi te témoigner ma profonde gratitude à travers ce modeste travail.*
- ❖ *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 le meilleur de moi ; **MAMAN.***
- ❖ *A mes sœurs adorées, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de réussite.*
- ❖ *A mes adorables frères, que Dieu vous bénisse et comble votre vie de bonheur et de réussite.*
- ❖ *A mes chères amies.*

Tableau de matière

Sommaire

Page de garde	
Remerciements	
Dédicace	
Tableau de matière	
Liste des Figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
Introduction générale	1
Chapitre 1 : Généralités sur le quinoa	3
1.1 Origine et la systématique du quinoa.....	3
1.1.1 Origine du quinoa	3
1.2 Systématique du quinoa	3
1.3 L'importance de la culture du Quinoa	4
1.3.1 Dans le monde	4
1.3.2 En Algérie.....	4
1.4 Description de la plante	4
1.5 Variétés	6
1.6 Importance nutritionnelle du Quinoa.....	6
1.7 Phénologie de Quinoa	7
1.8 Condition de culture.....	8
Chapitre 2 : Généralités sur la salinité.....	9
2.1 Définition de la salinité.....	9
2.2 Types de salinité	9

2.2.1	Salinisation primaire ou naturelle.....	9
2.2.2	Salinisation secondaire	9
2.3	Définition du stress	9
2.4	Stress salin	10
2.5	Effet de la salinité sur les plantes.....	10
2.6	Effet de la salinité sur la germination	10
2.7	Mécanismes d'adaptation des plantes au sel	11
2.7.1	L'exclusion.....	11
2.7.2	L'inclusion	11
2.7.3	L'ajustement osmotique.....	11
2.8	Tolérance de Quinoa à la salinité.....	12
Chapitre 3 : Matériel et méthodes		13
3.1	Matériel végétal	13
3.2	Protocole expérimental	13
3.3	Les paramètres étudiés.....	14
3.3.1	Taux de germination final	14
3.3.2	Cinétique de germination	14
3.3.3	Vitesse de germination	14
3.3.4	Moyenne journalière de germination.....	15
3.3.5	Longueurs des racines et des épicotyles	15
3.3.6	Réversibilité de l'action du sel	15
3.3.7	Mobilisation des réserves	15
3.4	Analyse statistique	16
Chapitre 4 : Résultats et discussion		17
3.1	Résultats.....	17
3.1.1	Taux de germination final	17
3.1.2	Cinétique de germination	19

4.1.3	Vitesse de germination et moyenne journalière de germination	21
4.1.4	Longueurs des Racines et des épicotyles.....	22
4.1.5	Réversibilité de l'action du sel	25
4.2	Discussion.....	28
	Conclusion.....	31
	Bibliographie	32
	Annexes	38

Liste des Figures

Figure 1 : Structure du grain de Quinoa (Beatriz et <i>al.</i> , 2012).....	5
Figure 2 : Les graines de différentes variétés étudiées.....	13
Figure 3 : Variation du taux de germination, des différentes variétés de quinoa, en fonction de l'intensité du stress salin.	17
Figure 4 : Effets de différentes concentrations de NaCl sur la cinétique de germination de trois variétés de Quinoa étudiée.	20
Figure 5 : Effets des différentes concentrations de NaCl sur le temps moyen de germination t ₅₀ et la moyenne journalière de germination des variétés de quinoa étudiées.	21
Figure 6 : Variation de la longueur des racines des trois variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl.....	22
Figure 7 : Variation de la longueur des épocotyles des trois variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl.....	24
Figure 8 : Taux de germination des graines mises à germer soit directement au milieu témoin non salé, soit sur milieu témoin mais après prétraitement avec NaCl à 30 g/L.	25
Figure 9 : Effets de différentes concentrations en NaCl sur la mobilisation des réserves sèche résiduelle après 14 jours de germination des graines de quinoa (les valeurs avec des lettres différentes sont de significativement différentes).	26

Liste des Tableaux

Tableau 1 : Composition des graines de Quinoa et de Blé (g/100g de matière sèche) (Tapia, 2000).....	6
Tableau 2 : Les stades phénologiques de la culture du Quinoa (Lebon Vallet, 2008) .	7
Tableau 3 : Variation de la capacité germinative des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl (g/l).	18
Tableau 4 : Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre « taux de germination ».....	18
Tableau 5 : Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre « Longueur des racines ».	23
Tableau 6 : Analyse de la variace pour la longueur des racines.	23
Tableau 7 : Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre « Longueur des épicotyles ».	24
Tableau 8 : Analyse de la variance pour la longueur des épicotyles.....	24

Liste des abréviations

FOA : Food and Agriculture Organization.

INRAA : Institut national de recherche agronomique d'Algérie.

INRF : Institut national de recherche forestière.

IPTRID : International Programme for Technology and Research in Irrigation and Drainage.

ITDAS : Institut technique du développement de l'agronomie saharienne.

ITGC : Institut Technique des Grandes Cultures.

MDG : Mean Daily Germination.

mL : Millilitre.

mM : Mili mole.

mm : millimètre.

SOS : Salt Overly Sensitive.

USA : United States of America.

USDA : United States Departement of Agriculture

Introduction générale

Dans leur environnement naturel, les végétaux sont soumis à un grand nombre de contraintes environnementales de nature biotique et abiotique qui vont influencer leur croissance et leur développement (Marouf et Raynaud, 2007).

Dans plusieurs zones du globe terrestre, la salinisation est le processus majeur de la dégradation des terres. En moyenne, le monde perd 10 hectares de terres cultivables par minute, dont 3 hectares à cause de la salinisation (IPTRID, 2006). 10 à 15% des surfaces irriguées (20 à 30 millions d'hectares) souffrent, à des degrés divers, de problèmes de salinisation (Mermoud, 2006).

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 végétale (Zid et Grignon, 1991).

En Afrique, près de 40 millions d'hectares y sont affectés, soit près de 2% de la surface totale. Au Proche-Orient, près de 92 millions d'hectares soit environ 5% de la surface totale (FAO, 2008).

L'Algérie, qui offre toutes les variantes du climat méditerranéen, n'échappe pas à ce phénomène, où la sécheresse, observée depuis longtemps a conduit manifestement au processus de salinisation des sols sur 3,2 millions d'hectares affectés (Benmahioul et *al.*, 2009). Ces deux contraintes naturelles : sécheresse et salinité, ont modifié la stabilité des écosystèmes et sont en grandes partie les causes de la désertification des sols.

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 Chélif, 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).

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

(Rhodes et Laveday, 1990). De ce fait, l'introduction d'espèces végétales tolérantes aux stress abiotiques et de haute valeur socio-économique, constitue une des approches pour réhabiliter les sols salins. Le choix idéal d'une végétation appropriée à ces conditions, constitue la première étape pour résoudre le problème de la salinité.

Parmi ces espèces, 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 surtout le territoire des Incas. Avec l'arrivée des Espagnols, cette culture fut remplacée par les céréales (FAO, 2016).

Les perspectives pour la culture de quinoa sont très encourageantes, vue qu'il s'agit d'une culture tolérante au sel et ayant des génotypes de rendement élevé. Cette culture est une pseudo-céréale. En fait, le quinoa est considéré comme une culture prometteuse à introduire dans le système de rotation et de diversification culturale avec d'autres cultures comme les céréales et les légumineuses (Bhargava et *al.*, 2006).

Cependant, la germination des graines est une des phases critiques au cours le vie de la plante (Pearen et *al.*, 1997 ; Miri et Mirjalili, 2013). En effet, la salinité réduit généralement la germination aussi bien chez les glycophytes (Siddiqui et *al.*, 2006) que les halophytes (Bidai, 2001; Debez et *al.*, 2004). C'est dans ce contexte que la présente contribution s'inscrit en effet cette étude a pour objectif : d'une part la connaissance de la plante et de ses exigences en termes de germination et de multiplication afin de repeupler les zones dégradées et touchées par la salinité et la désertification et d'autre part, la détermination du seuil de tolérance de l'espèce au stress salin au stade germinatif et plantule.

L'évaluation de l'effet de stress salin différents dose sur la germination de trois variétés de quinoa : Q21, Q22, Q29.

Ce mémoire est structuré en deux parties ainsi:

La 1^{ère} Partie, est consacrée à une synthèse bibliographique concernant le thème de travail, elle est formée par deux chapitres : - **Chapitre I** : Généralités sue le quinoa.

- **Chapitre II**- Généralités sur la salinité.

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

- **Chapitre I**- Matériel et méthodes.

- **Chapitre II**- Résultats et discussion.

Chapitre 1 : Généralités sur le quinoa

1.1 Origine et la systématique du quinoa

1.1.1 Origine du quinoa

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) est une espèce native d'Amérique du sud, originaire de la région andine et plus particulièrement des hauts plateaux (Altiplano à bolivien et péruvien (Mujica et *al.*, 2001).

Les régions où elle est plus cultivée sont à des altitudes de 3000 à 4000 mètres à la Bolivie et au Pérou (Belhabib, 2005).

Pendant la période Inca, il a toutefois occupé après la mise en place prédominante parmi les plantes à graines. Après la conquête espagnole dans la région au XVI^{ème} siècle, la culture et l'utilisation du quinoa ont connu un important déclin à cause de l'introduction de cultures européennes (blé, orge) ; de plus, les colons espagnols semblent en avoir activement découragé la culture en raison de son statut religieux dans la société Inca, qui considérait le quinoa comme une graine sacrée (Jacobsen et Stølen, 1993).

Ce n'est qu'au XX^{ème} siècle que la culture du quinoa a progressivement redémarré. Actuellement, le quinoa est cultivé en Europe et aux États-Unis (Belhabib, 2005).

1.2 Systématique du quinoa

❖ Classification de Cronquist (1981)

- Règne **Plantae**
- Sous-embranchement **Tracheobionta**
- Division **Magnoliophyta**
- Classe **Magnoliopsida**
- Le groupe **Thalamiflorae**
- Sous-classe **Dicotyledonae**
- Ordre **Caryophyllales**
- Famille **Chenopodiaceae**
- Genre **Chenopodium**
- Nom binominal ***Chenopodium quinoa* Willd.**

1.3 L'importance de la culture du Quinoa

1.3.1 Dans le monde

Le quinoa est présent à l'état naturel dans tous les pays des Andes - de la Colombie à l'Argentine et au sud du Chili, et la quasi-totalité de la production est assurée par de petits agriculteurs et des coopératives.

D'après FAOSTAT, durant la période 1992-2010, la superficie cultivée et la production totale de quinoa dans les principaux pays producteurs (Bolivie, Pérou et Équateur) ont respectivement quasiment doublé et triplé.

En 2008, ces pays assuraient 92% de la production de quinoa dans le monde, suivis des États-Unis, de l'Équateur, de l'Argentine et du Canada qui représentent environ 8% de la production mondiale. En 2009, la production dans la région andine s'est élevée à quelque 70 000 tonnes.

La culture du quinoa est en pleine expansion et elle est désormais pratiquée dans plus de 70 pays, dont la France, l'Angleterre, la Suède, le Danemark, la Hollande et l'Italie. Elle s'est aussi bien développée au Kenya, en Inde et aux États-Unis (FAOSTAT, 2010).

1.3.2 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 rendement acceptable, et Alegria était le premier cultivar recommandé pour le sol du cerrado brésilien (Spehar,2003).

Selon ITDAS (2017), l'introduire en 2014 en Algérie, elle est cultivée à titre expérimental dans huit site de quatre institutions ayant différentes caractéristiques agro-écologique. TDAS, (Biskra et El-oued), INRAA, (Adrar et Ghilizane), ITGC, (Sétif, Tiaret et Guelma) et INRF (Alger).

1.4 Description de la plante

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) est une dicotylédone herbacée, autogame, annuelle, de la famille des Chénopodiacées.

Dans des conditions optimales de température et d'humidité, et des plantes exceptionnelles atteignant 1,70 m de hauteur (Del Castillo et *al.*, 2008).

Les graines, principale partie comestible de la plante (Figure 1), peuvent être de trois formes différentes : conique, cylindrique ou ellipsoïde (Winkel et *al.*, 2009).

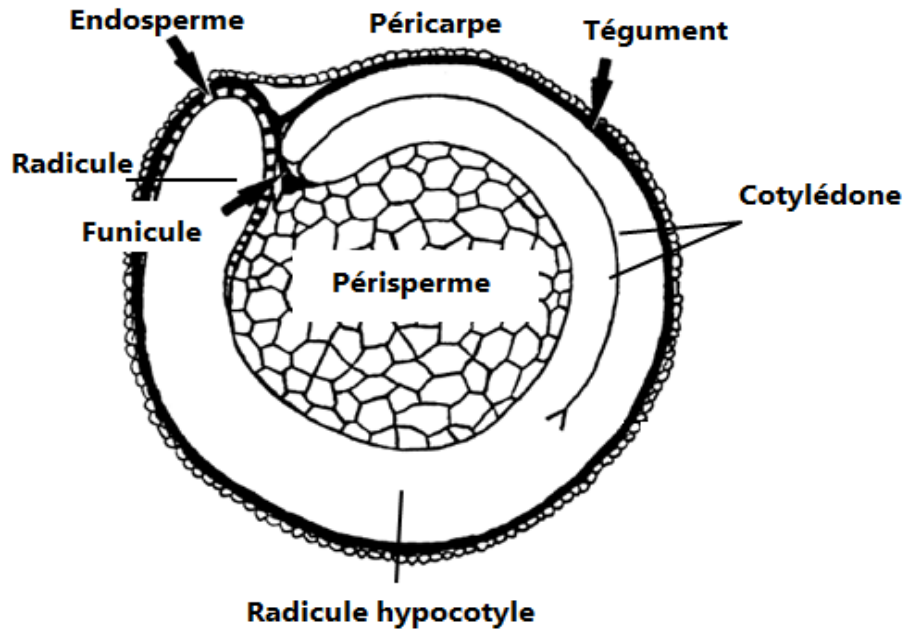


Figure 1 : Structure du grain de Quinoa (Beatriz et *al.*, 2012).

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, dont la résistance à la grêle semble dépendre de la variété. La couleur de la tige est caractéristique de la variété : verte, orangée, rouge foncé ou pourpre, uniforme ou tachetée (Del Castillo et *al.*, 2008).

Les feuilles, alternes, ovale voir triangulaire, à lenticulaire, dans lequel l'embryon périphérique entoure le péricarpe central (tissus de réserve) et se trouve couvert par le péricarpe et deux assises tégumentaires (Del Castillo et *al.*, 2008), lobées (Tapia, 2000).

Les fleurs, en panicule dense, fleurs violacé, hermaphrodites, et très petites (3 mm au maximum) (Gandarillas, 1968).

Le fruit est un akène, de forme cylindrique (Del Castillo et *al.*, 2008).

Les racines, pivotantes, vigoureuses, fibreuses (Tapia, 2000).

1.5 Variétés

Les variétés de quinoa sont nombreuses et ceci est dû à la nature de la région d'origine De cette culture.

Ces variétés peuvent être réparties en cinq groupes selon les adaptations morphologiques et physiologiques particulières qu'elles ont pu développer pour s'adapter à leur environnement.

Le premier groupe est très différent des quatre autres, et se trouve à basse altitude et proche de la mère, dans un climat pluvieux (1000 à 1500 mm par an).

Le deuxième groupe correspond aux quinoas subtropicaux des vallées humides amazoniennes, entre 1500 et 2000 m d'altitude avec une pluviométrie de 1000 à 2000 mm.

Le troisième groupe se rencontre dans les vallées andines situées entre 2000 et 3500 m d'altitude et qui ont des précipitations modérées (500 à 1500 mm).

Le quatrième groupe contient les variétés "altiplaniques", qui se développent entre 3800 et 4100 m d'altitude, avec des précipitations comprises entre 400 et 800 mm par an.

Enfin, le dernier groupe contient les variétés proches des "Salars", vastes déserts de sel du sud de l'Altipano Bolivien et de la frontière avec le Chili. Les précipitations annuelles dans la région, Caractérisée par un climat aride, sont en moyenne inférieures à 300 mm. Les variétés des trois premiers groupes ont des graines de petite taille, tandis que celles du groupe "Salar" présentent les graines les plus grosses (Rojas et *al.*, 2010).

1.6 Importance nutritionnelle du Quinoa

Les feuilles de quinoa sont mangées comme des épinards et les graines très abondantes et petites, comme chez le riz, sont consommées de différentes manières. La quinoa a un potentiel nutritif important (Ayala et *al.*, 2004) , (Tableau 1).

Tableau 1 : Composition des graines de Quinoa et de Blé (g/100g de matière sèche) (Tapia, 2000).

Composante	Quinoa	Blé
Protéines	11.0 - 21.3	12.5
Lipides	5.3 - 8.4	2 - 3
Glucide	53.5 - 74.3	67 - 71
Fibres	2.1 - 4.9	2 - 4

Cependant, son principal intérêt nutritif réside dans sa composition équilibrée et complète en aminoacides essentiels (la lysine fait généralement défaut dans les céréales), comparable à celle du lait et supérieure à celle du blé et d'autres céréales.

En outre, elle offre un contenu en minéraux très supérieur à celui des céréales classiques, en particulier en phosphore, magnésium, potassium et fer. Enfin, des études récentes indiquent que le quinoa est une excellente source de vitamines, d'antioxydants et d'acides gras.

Il n'est donc pas surprenant que la FAO ait choisi le quinoa comme une des cultures destinées à garantir la sécurité alimentaire, particulièrement pour les habitants des Andes qui l'ont historiquement cultivé, et qu'aux USA, en Europe occidentale et au Japon, le quinoa soit commercialisée comme un aliment à haute valeur nutritive (Ayala et al., 2004).

1.7 Phénologie de Quinoa

Selon Lebon Vallet (2008), Plusieurs échelles de développement ont été décrites pour le quinoa, telles que celle de Espindola (1994) 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 en (Tableau N°2).

Tableau 2 : Les stades phénologiques de la culture du Quinoa (Lebon Vallet, 2008) .

Les stades	Les jours après le semis	Description
Levée	7 et 10	Elle correspond à la sortie de la plantule et au déploiement des feuilles cotylédonaires (germination épigée).
Deux feuilles vraies	15 à 20	conjointement à une croissance rapide des racines.
Quatre feuilles vraies	25 à 30	Les feuilles cotylédonaires sont toujours vertes. La plantule montre dans cette phase une assez bonne résistance au froid et à la sécheresse, mais ses feuilles tendres constituent une alimentation de choix pour les ruminants.
Six feuilles vraies	35 à 45	L'apparition de la troisième paire de feuilles vraies, 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).
Ramification	45 à 50	A partir du stade huit feuilles, 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.
Début de formation de la panicule	55 à 60	L'inflorescence commence à apparaître à l'apex de la plante, 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.
Panicule	65 à 70	L'inflorescence est désormais clairement visible au-dessus des feuilles, ainsi que les glomérules qui la composent. Des boutons floraux individualisés apparaissent.
Début de floraison	75 à 80	Les premières fleurs s'ouvrent. La plante commence à être plus sensible au froid et à la sécheresse.
Floraison	90ème ou 100ème jour.	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 la plus sensible aux gelées. Les feuilles inférieures, flétries, tombent.
Grain laiteux	100 à 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 peut entraîner une forte diminution du rendement.
Grain pâteux	130 à 160	L'intérieur des fruits devient d'une consistance pâteuse, toujours de couleur blanche.
Maturité physiologique	160 à 180	Le grain, plus résistant à la pression, est à maturité, avec une teneur en eau inférieure à 15%. 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.

1.8 Condition de culture

Le quinoa est une culture annuelle qui est semé entre les mois de septembre et novembre et récolté entre mai et juillet. Cette culture nécessite une photopériode courte et une température basse pour une bonne croissance. Le quinoa est cultivé sur des sols marginaux peu fertiles, tolère le déficit hydrique, le gel (-1 à 0°C) et s'adapte bien aux hautes altitudes de 2000 à 3000 mètres.

Le quinoa est très sensible aux fortes températures au stade floraison; celles supérieures à 35°C peuvent conduire à la dormance et la stérilité du pollen (Cercam, 2014).

Chapitre 2 : Généralités sur la salinité

2.1 Définition de la salinité

La salinité est une caractéristique naturelle des sols, mais la salinisation est particulièrement causée par l'activité de l'homme. La salinité est par définition l'accumulation des sels solubles dans le sol ou sur sa surface. Au delà d'une certaine concentration, elle a par conséquent la dégradation des sols réduisant ainsi leurs rendements (FAO, 1988 in Lemzeri, 2006).

L'Algérie, dont une grande partie des régions agricoles se caractérise par un climat aride et semi aride, est touchée par le problème de salinité (Belkhodja et Bidai, 2004).

La salinité élevée cause plusieurs types de stress à la plante comprenant l'altération de l'absorption des éléments nutritifs, spécialement des ions K et Ca ainsi que l'accumulation des ions toxiques, particulièrement Na, stress osmotique et oxydatif (Belkheiri, 2009).

2.2 Types de salinité

2.2.1 Salinisation primaire ou naturelle

Près de 80% des terres salinisées ont une origine naturelle, On parle alors de salinisation "primaire". Dans ce cas, celle-ci est due à la formation des sels pendant l'altération des roches ou à des apports naturels externes :

- dans les régions côtières, intrusion d'eau salée ou submersion des terres basses.
- inondations périodiques par de l'eau de mauvaise qualité.
- remontée d'une nappe phréatique salée près de la zone racinaire (Mermoud, 2006).

2.2.2 Salinisation secondaire

Près de 20% des terres salinisées, ont une origine humaine « anthropique ». On parle alors de salinisation "secondaire", induite par l'activité humaine, liée aux pratiques agricoles et en particulier à l'irrigation (Iptrib, 2006).

2.3 Définition du stress

Un stress est l'ensemble des perturbations biologiques provoquées par une agression quelconque sur un organisme. Selon Levitt (1980), c'est un facteur de l'environnement induisant une contrainte potentiellement néfaste sur un organisme vivant.

La notion du stress biologique est le changement plus ou moins brusque par rapport aux conditions normales de la plante ou de l'animal, et la réaction sensible de l'individu dans les différents aspects de sa physiologie laquelle change sensiblement avec l'adaptation à la nouvelle situation à la limite de dégradation menant à une issue fatale (Leclerc, 1999).

2.4 Stress salin

Le stress salin est un excès d'ions en particulier, mais pas exclusivement, aux ions Na⁺ et Cl⁻ (Hopkins, 2003). Le stress salin est dû à la présence de quantités importantes de sels potentiels hydriques. Il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec" (Tremblin, 2000).

La quantité de sels dans le sol que les plantes peuvent supporter sans grand dommage pour leur culture, varie avec les familles, les genres et les espèces (Levigneron et *al.*, 1995).

2.5 Effet de la salinité sur les plantes

La salinité du sol ou de l'eau est causée par la présence d'une quantité excessive de sels. Généralement un taux élevé de Na⁺ et Cl⁻ cause le stress salin. Le stress salin a un triple effet: il réduit le potentiel hydrique, cause un déséquilibre ionique ou des perturbations en homéostasie ionique et provoque une toxicité ionique. Cet état hydrique altéré conduit à une croissance réduite et limitation de la productivité végétale. Depuis que le stress salin implique aussi bien le stress osmotique qu'ionique, l'arrêt de la croissance est directement relié à la concentration des sels solubles ou au potentiel osmotique de l'eau du sol. Durant le début et le développement du stress salin à l'intérieur de la plante, tous les processus majeurs tels que : la photosynthèse, la synthèse des protéines, le métabolisme énergétiques sont affectés.

La première réponse est la réduction de la vitesse d'extension de la surface foliaire, suivi par l'arrêt de l'extension avec l'intensification du stress (Parida et Das, 2005).

2.6 Effet de la salinité sur la germination

La germination des semences qu'elles soient halophytes ou glycophytes, est affectée par la salinité. Elles répondent de la même manière au stress salin, en réduisant le nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination (Askri, 2007 ; Wentao et *al.*, 2009). Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence de sel, la variation de l'équilibre hormonal a été évoquée (Debez et *al.*, 2011). Selon l'espèce, l'effet dépressif peut être de nature osmotique ou toxique. Les effets osmotiques se traduisent par l'incapacité des graines à absorber des quantités suffisantes en eau pour les

ramener à leur seuil critique d'hydratation, nécessaire au déclenchement du processus de germination, par contre, 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.*, 2007).

2.7 Mécanismes d'adaptation des plantes au sel

Les plantes poussant dans les conditions où le sol est affecté par la salinité subissent des perturbations d'ordre physiologique et biochimique (Ben Naceur et *al.*, 2011). La réponse au sel des espèces végétales dépend de l'espèce même, de sa variété, de la concentration en sel, des conditions de culture et du stade de développement de la plante (Mallek-Maalej et *al.*, 1998). La plante peut s'adapter au stress salin de différentes manières:

2.7.1 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).

2.7.2 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).

Le sel est stocké dans les vacuoles grâce à des systèmes de pompes moléculaires. Les vacuoles sont des compartiments fermés au sein de la cellule, le sel est aussi isolé dans des constituants cellulaires vitaux (Berthmieu et *al.*, 2004), ou excrété par des glandes vers l'extérieur (Alem et Amri, 2005).

2.7.3 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'accumulent 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).

2.8 Tolérance de Quinoa à la salinité

Le quinoa présente une tolérance considérable à la salinité. Il utilise des mécanismes inédits pour obtenir une telle tolérance (Maughan et *al.*, 2009).

D'après Jacobsen et *al.* (2000), Cette plante augmente sa demande de potassium en cas de stress salin pour réaliser l'ajustement osmotique (Shabala et *al.*, 2013) qui ont montré que les plantes cultivées dans une solution saline (400 mM de NaCl) avaient deux fois plus de K^+ dans la sève foliaire sous des conditions non salines.

Ces derniers auteurs ont montré aussi que chez le quinoa, la perte de charge peut être compensée par une accumulation des ions K^+ ou Na^+ dans la sève brute accompagnée d'un contrôle xylémique de Na^+ et que l'exclusion racinaire des ions toxiques n'a qu'un rôle mineur dans la tolérance à la salinité. Selon Jacobsen et *al.* (2000), le quinoa a la capacité d'accumuler des ions toxiques dans ses tissus pour l'ajustement du potentiel hydrique foliaire.

Des fortes concentrations en Na^+ dans les vacuoles doivent être équilibrées par des quantités également élevées des osmolytes organiques ou inorganiques dans le cytosol à fin d'empêcher le mouvement de l'eau entre les deux compartiments.

En outre, les changements dans la densité somatique contribuent à l'amélioration de l'efficacité de l'utilisation de l'eau au niveau du quinoa dans des conditions salines. On a indiqué qu'un gène SOS (Salt Overly Sensitive) codant pour un antiport Na^+/H^+ de la membrane plasmique joue un rôle important dans la germination et la croissance du quinoa (Shabala et *al.*, 2013).

Chapitre 3 : Matériel et méthodes

3.1 Matériel végétal

La présente étude a porté sur trois 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 : Q29, Q21, Q22 (Figure 2).

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

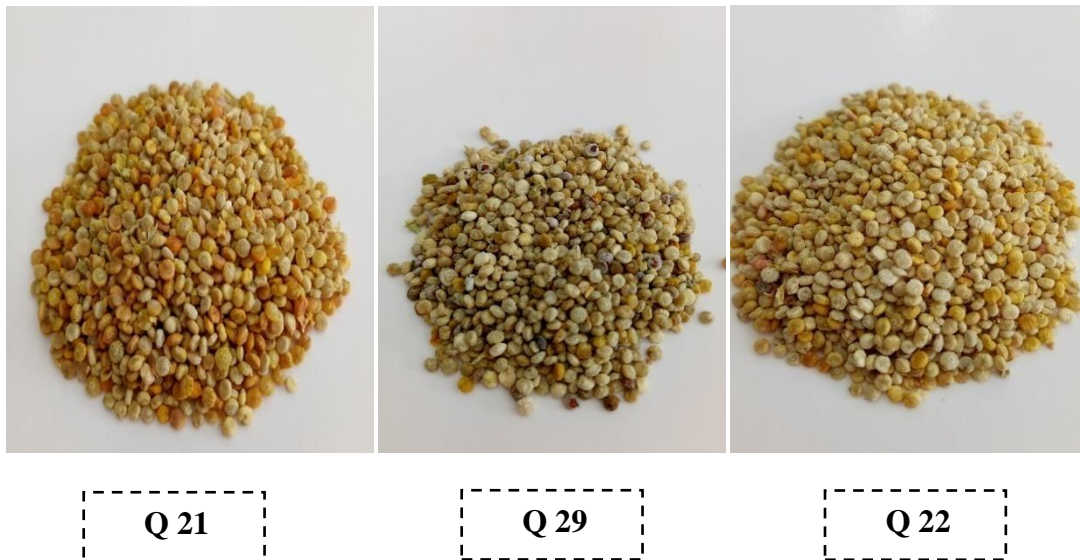


Figure 2 : Les graines des différentes variétés étudiées.

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

3.2 Protocole expérimental

Le présent travail vise à déterminer les effets néfastes du NaCl sur la germination des graines de quinoa de plusieurs variétés (3 variétés).

Les tests de germination ont été effectués sous différentes concentrations de chlorures de sodium (NaCl).

Pour chaque variété, les graines au nombre de 20, 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 à pétri couvertes de papier filtres.

Dans un cas, nous avons ajouté 5 ml de l'eau distillée (témoin), dans les autres cas, nous avons ajouté 10 ml de solution contenant 5 g/L, 10 g/L, 20 g/L ou 30 g/L de NaCl (stress salin).

Les boîtes sont mises à germé 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 de 2 mm.

3.3 Les paramètres étudiés

3.3.1 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 (Come, 1970).

3.3.2 Cinétique de germination

Pour mieux appréhender la signification physiologique du comportement germinatif des variétés étudiés (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.

C'est un paramètre qui 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 15 jours après le début de l'expérience (Benidire et *al.*, 2015).

3.3.3 Vitesse de germination

C'est le temps moyen 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).

Elle permet d'exprimer l'énergie de germination responsable de l'épuisement des réserves de la graine.

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 duquel on atteint 50% des graines germées) (Come,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).

3.3.4 Moyenne journalière de germination (MDG= Mean Daily Germination)

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

3.3.5 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).

3.3.6 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 6 jours. Au 6^{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).

3.3.7 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).

3.4 Analyse statistique

Pour toutes les concentrations utilisées, chaque résultat correspond à la moyenne de 3 répétitions. L'analyse de variance (ANOVA) est effectuée par la comparaison des moyennes est faite par le test Student-Newman-Keuls 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.

Chapitre 4 : Résultats et discussion

3.1 Résultats

3.1.1 Taux de germination final

La figure 3 présente les variations du taux de germination, des différentes variétés de quinoa (Q21, Q22, Q29), en fonction de l'intensité du stress salin des différentes concentrations.

Elle montre que, quelle que soit la variété, la capacité germinative des graines stressées est réduite comparativement au témoin et ceci pour les quatre concentrations utilisées.

Les résultats obtenus montrent que les taux de germination des graines diminuent légèrement au fur et à mesure que la dose de NaCl augmente donc jusqu'à atteindre à la dose la plus élevée 30 g/L, où le taux de germination des graines diminue nettement (Figure 3). Nous notons un ralentissement du processus de la germination en fonction de l'augmentation de la salinité.

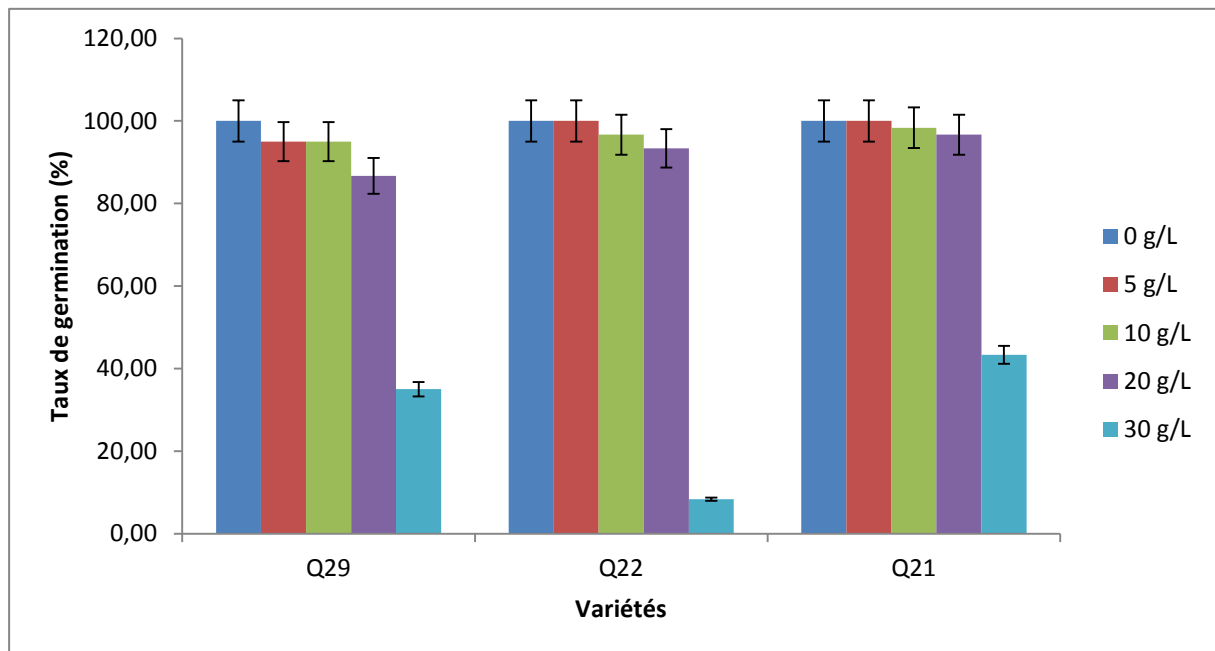


Figure 3 : Variation du taux de germination, des différentes variétés de quinoa, en fonction de l'intensité du stress salin.

En effet, le tableau 3 montre que, lorsque la concentration est faible (5 g/L), les variétés Q21, et Q22 se distinguent de l'autre variété et montrent un taux de germination qui n'est pas différent par rapport au témoin (le même taux de germination de témoin).

Or, lorsque l'intensité du stress est moyenne à élevée (10 g/L et 20 g/L), toutes les variétés sont plus ou moins affectées et montrent un taux de germination différent de celui du témoin. Lorsque l'intensité du stress est très élevée (30 g/L), toutes les variétés sont affectées et montrent un taux de germination significativement différent de celui du témoin.

Il est à signaler que les variétés Q21 et Q29 sont la plus résistantes au stress salin et elles ont montré un taux de germination de 43,33 % chez la variété Q21 et 35 % chez la variété Q29 en condition de stress les plus sévères (30 g/L).

Toutefois, la variété Q22 a montré un taux de germination qui ne dépasse pas 10% pour le même niveau de stress.

Tableau 3 : Variation de la capacité germinative des variétés de quinoa étudiées pour les différentes concentrations de NaCl (g/l).

NaCl g/l	Q29	Q22	Q21
0 g/l	100 ^a	100 ^a	100 ^a
5 g/l	95 ^a	100 ^a	100 ^a
10 g/l	95 ^a	96,67 ^a	98,33 ^a
20 g/l	86,67 ^a	93,33 ^a	96,67 ^a
30 g/l	35 ^c	8,33 ^d	43,33 ^b

(a, b, c, d) : les moyennes de la même colonne suivies de la même lettre ne diffèrent pas au seuil de 5%.

Tableau 4 : Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre « taux de germination ».

Modalité (variété)	Moyennes estimées (taux) de germination	Groupes
Q21	87.333	A
Q29	82.333	B
Q22	79.667	B

Il apparait de la lecture du tableau 4 que la variété Q21 est significativement la meilleure, comparativement aux autres variétés. Vient ensuite les variétés Q29 et Q22 successivement, qui constituent une classe homogène différente.

3.1.2 Cinétique de germination

La figure 4 présente l'évolution de la germination des 3 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 rapprochent de zéro 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 courte chez les plantules témoins et chez les plantules soumises au traitement 5 g/L de NaCl. Mais, elle devient plus au moins longue, surtout chez les plantules soumises au traitement de 30 g/L de NaCl pour lesquelles cette phase peut aller jusqu'à 5 jours.

-Une phase sensiblement linéaire : correspondant à une augmentation rapide du taux de germination qui évolue proportionnellement au temps, du moins pour les plantules témoins et les plantules soumises aux concentrations de 5 g/L, 10 g/L et 20 g/L.

Pour la concentration de 30 g/L, cette phase est très courte, ce qui explique le taux de germination réduit qui est 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 l'espèce et le stress appliqué.

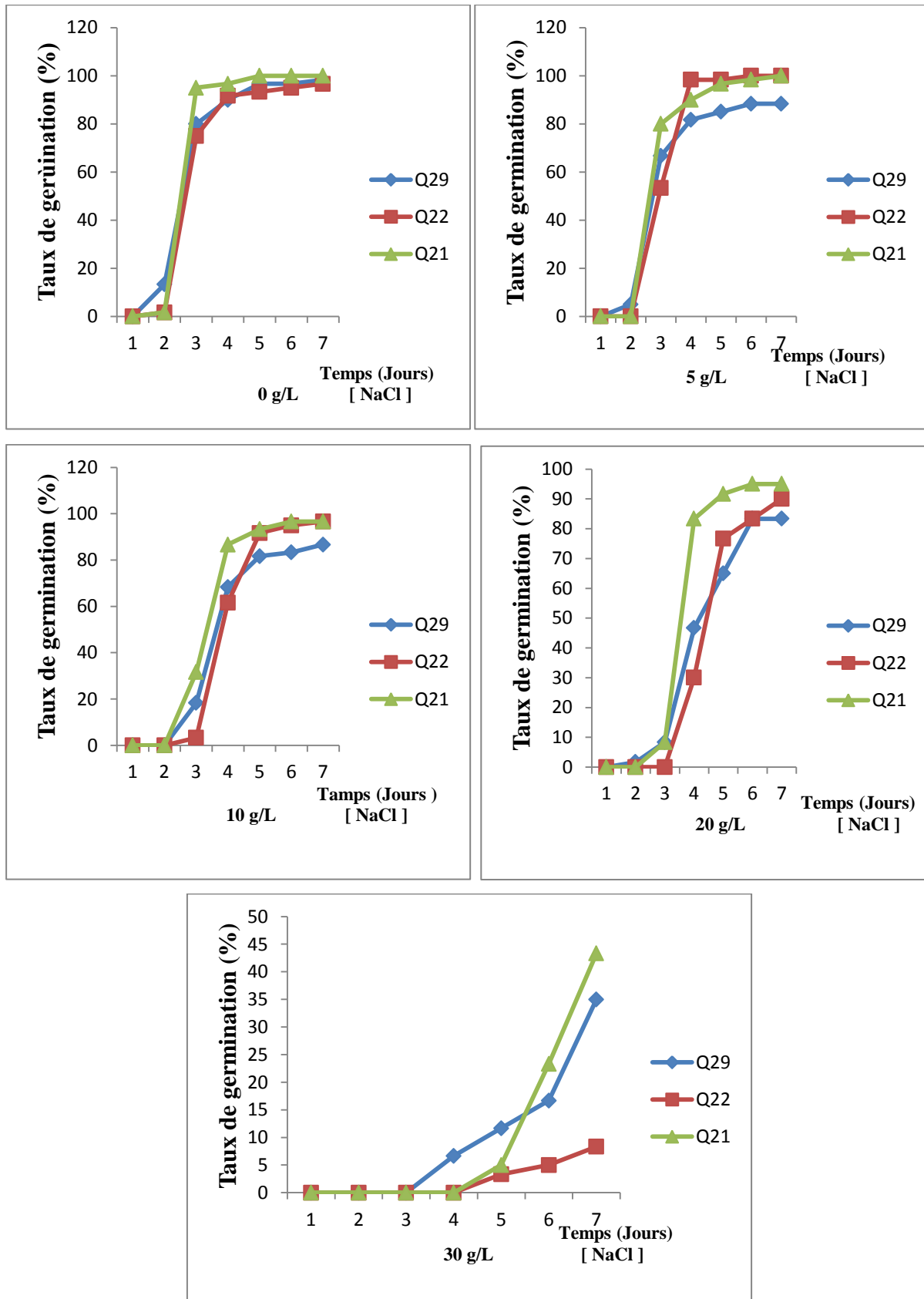


Figure 4 : Effets de différentes concentrations de NaCl sur la cinétique de germination de trois variétés de Quinoa étudiée.

On remarque que la variété Q21 est la plus tolérante au sel et évolue plus rapidement que les autres variétés, alors que la variété la plus sensible est Q22.

La variété Q29 a un comportement intermédiaire.

4.1.3 Vitesse de germination et moyenne journalière de germination

Les données de la figure 5, illustrant l'effet des concentrations croissantes de NaCl sur la vitesse de la 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 vitesse de la germination.

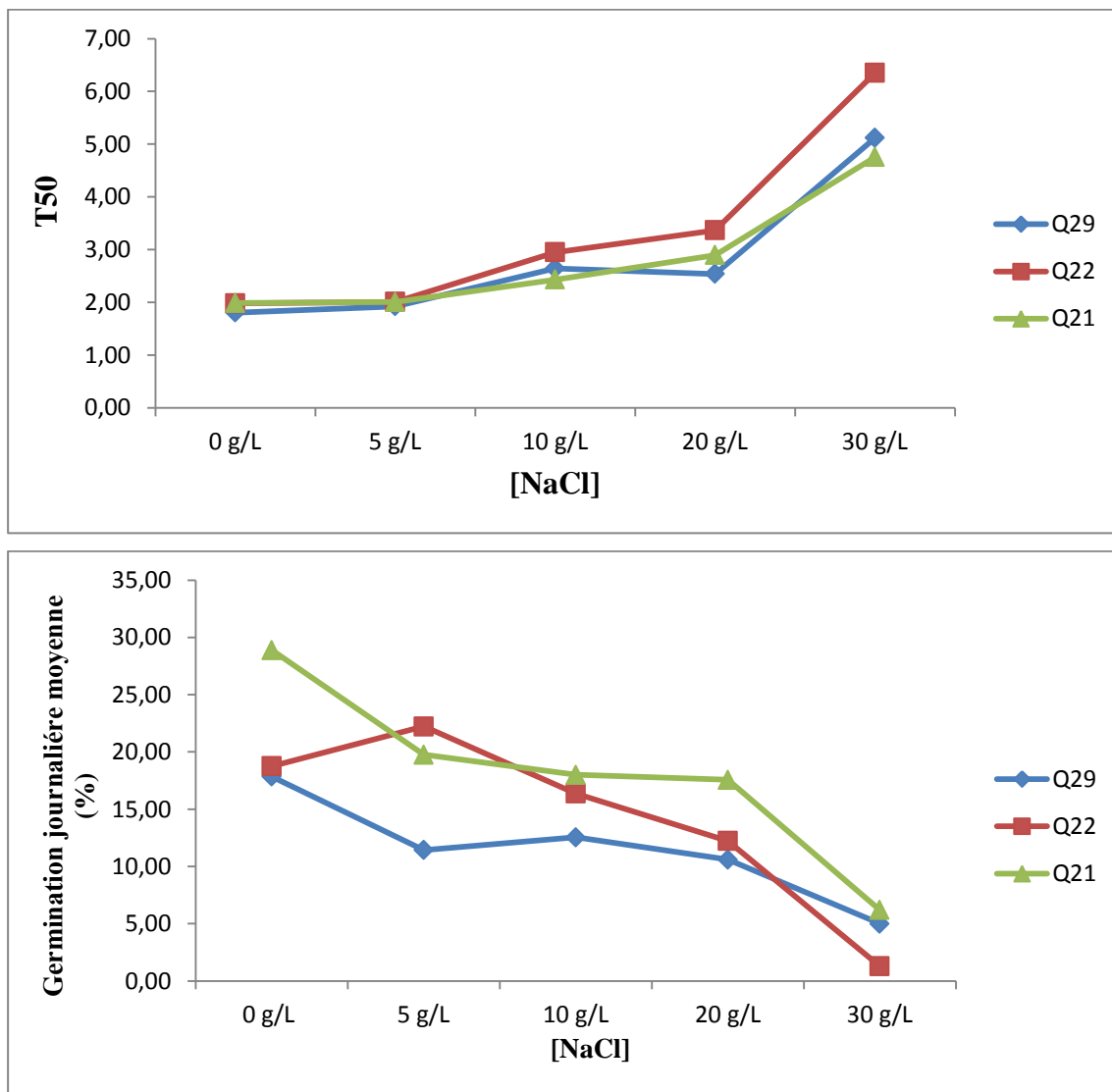


Figure 5 : Effets des différentes concentrations de NaCl sur le temps moyen de germination t_{50} et la moyenne journalière de germination des variétés de quinoa étudiées.

Par voie de comparaison, les témoins et les plantes soumises à une concentration de 5g/L ont un t50 peu modifié. Par contre, pour les concentrations les plus élevées (20 g/L et 30 g/L), le t50 augmente de façon considérable.

Ainsi, la présence de NaCl ralentit la vitesse de germination des graines de toutes les variétés mais de façon différente.

Le t50 de la variété Q21 et Q29 sont très rapprochés cependant, la variété Q21 présente un t50 le plus bas en condition de stress le plus sévère (30 g/L). Ce qui explique que sa vitesse de germination est plus rapide comparativement aux autres variétés (figure 5) et sa moyenne journalière de germination est la plus élevée.

4.1.4 Longueur des Racines et des épicotyles

Les résultats de l'évolution du système racinaire et foliaire, sous différentes concentrations de NaCl, sont présentés dans les figures 6 et 7.

4.1.4.1 Longueur des Racines

La figure 6 présente les résultats de l'étude de l'effet de la salinité sur le développement de la longueur des racines des trois variétés de quinoa après 14 jours d'exposition des graines à différentes concentrations en NaCl.

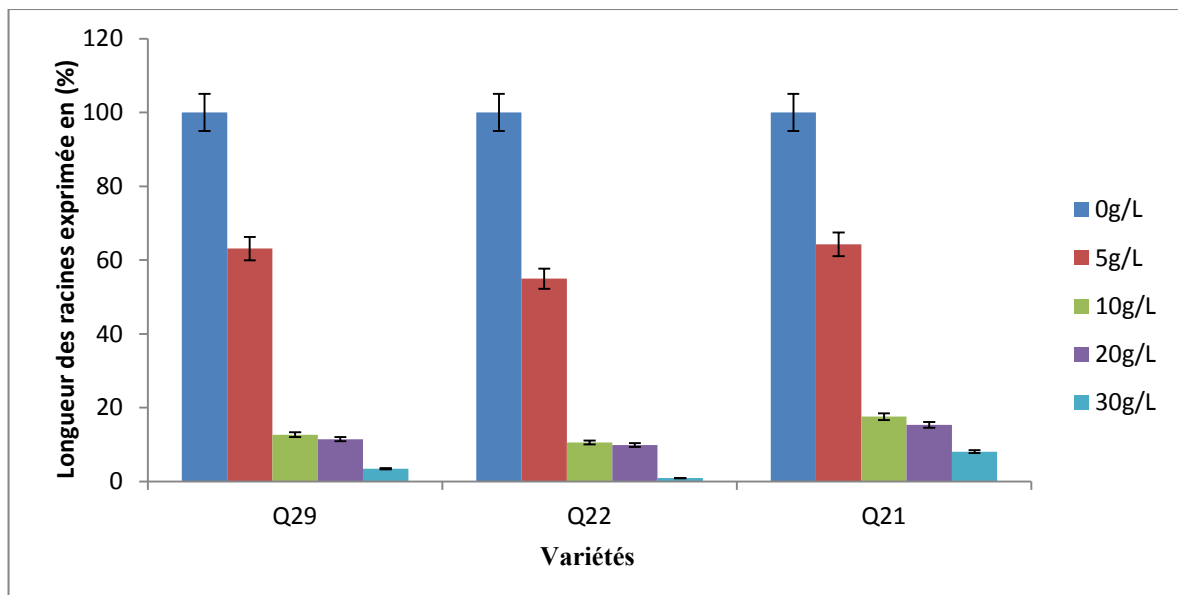


Figure 6 : Variation de la longueur des racines des trois variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl.

Les résultats obtenus ont montré que la salinité exerce un effet dépressif sur la croissance des plantules des trois variétés de quinoa ceci se traduit par une diminution de la longueur des racines en fonction de l'augmentation de la salinité dans le milieu.

A la concentration de 5 g/L la longueur des racines est légèrement affectée par rapport au témoin (Figure 6). En revanche, l'effet de stress salin sévère est très marqué par rapport aux autres concentrations, de façon graduellement décroissant surtout pour la concentration de 30 g/L.

Tableau 5 : Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre « Longueur des racines ».

Modalité	Moyennes estimées	Erreur standard	Borne inférieure (95%)	Borne supérieure (95%)	Groupes
Q22	52.467	0.800	50.833	54.102	A
Q21	51.540	0.800	49.906	53.175	A
Q29	50.143	0.800	48.509	51.778	A

Tableau 6 : Analyse de la variance pour la longueur des racines.

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
Q22 vs Q29	2.324	2.053	2.465	0.117	Non
Q22 vs Q21	0.927	0.819	2.042	0.419	Non
Q21 vs Q29	1.397	1.234	2.042	0.227	Non

L'analyse de la variance à deux facteurs du paramètre « longueur des racines » (Tableau 6) montre que le stress salin appliqué aux trois variétés Q21, Q29 et Q22 n'a pas d'effet significatif sur ce paramètre. Les trois variétés constituent une seule classe homogène (Tableau 5).

4.1.4.2 Longueurs des épicotyles

La figure 7 présente les résultats de l'étude d'effet de la salinité sur le développement la longueur des épicotyles des trois variétés de quinoa Après 14 jours d'exposition des plantules à différentes concentrations en NaCl.

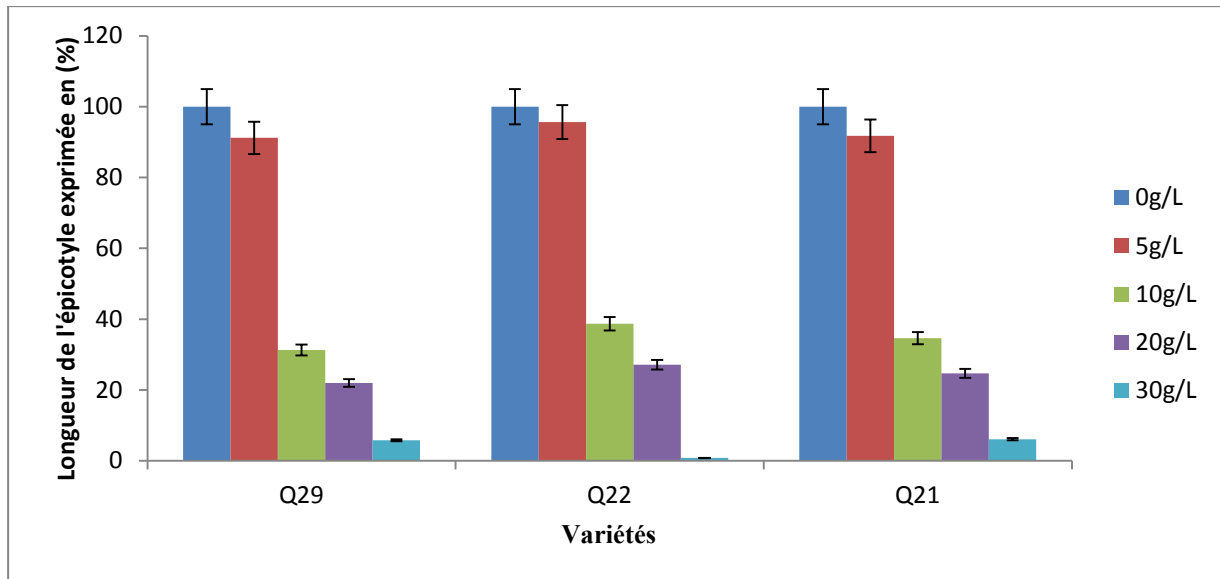


Figure 7 : Variation de la longueur des épicotyles des trois variétés de quinoa en fonction de la concentration en NaCl.

Les résultats obtenus ont montré que la salinité exerce un effet dépressif sur la croissance des plantules des trois variétés de quinoa qui se traduit par une diminution de la longueur des épicotyles en fonction de l'augmentation de la salinité dans le milieu.

A la concentration de 5 g/L la longueur d'épicotyles est légèrement affecté par rapport le témoin (Figure 7). En revanche, l'effet de stress salin sévère est très marqué avec les autres concentrations, de façon graduellement décroissant surtout pour la concentration de 30 g/L.

Tableau 7 : Classification des variétés de quinoa étudiées en groupes homogènes, selon le test Newman-Keuls, pour le paramètre « Longueur des épicotyles ».

Modalité	Moyennes estimées	Erreur standard	Borne inférieure (95%)	Borne supérieure (95%)	Groupes
Q21	41.038	0.909	39.182	42.893	A
Q29	38.225	0.909	36.370	40.081	B
Q22	35.342	0.909	33.487	37.198	C

Tableau 8 : Analyse de la variance pour la longueur des épicotyles.

Contraste	Différence	Différence standardisé e	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
Q21 vs Q22	5.695	4.432	2.465	0.000	Oui
Q21 vs Q29	2.812	2.189	2.042	0.037	Oui
Q29 vs Q22	2.883	2.244	2.042	0.032	Oui

L'analyse de la variance à deux facteurs du paramètre « longueur des épicotyles » (tableau 8) montre que le stress salin appliqué a un effet significatif sur ce paramètre pour les trois variétés étudiées.

Il apparaît de la lecture du tableau 7 aussi que la variété Q21 est significativement le meilleur, comparativement aux autres variétés.

4.1.5 Réversibilité de l'action du sel

La figure 8 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 30 g/L durant une période de 7 jours, des trois variétés de quinoa.

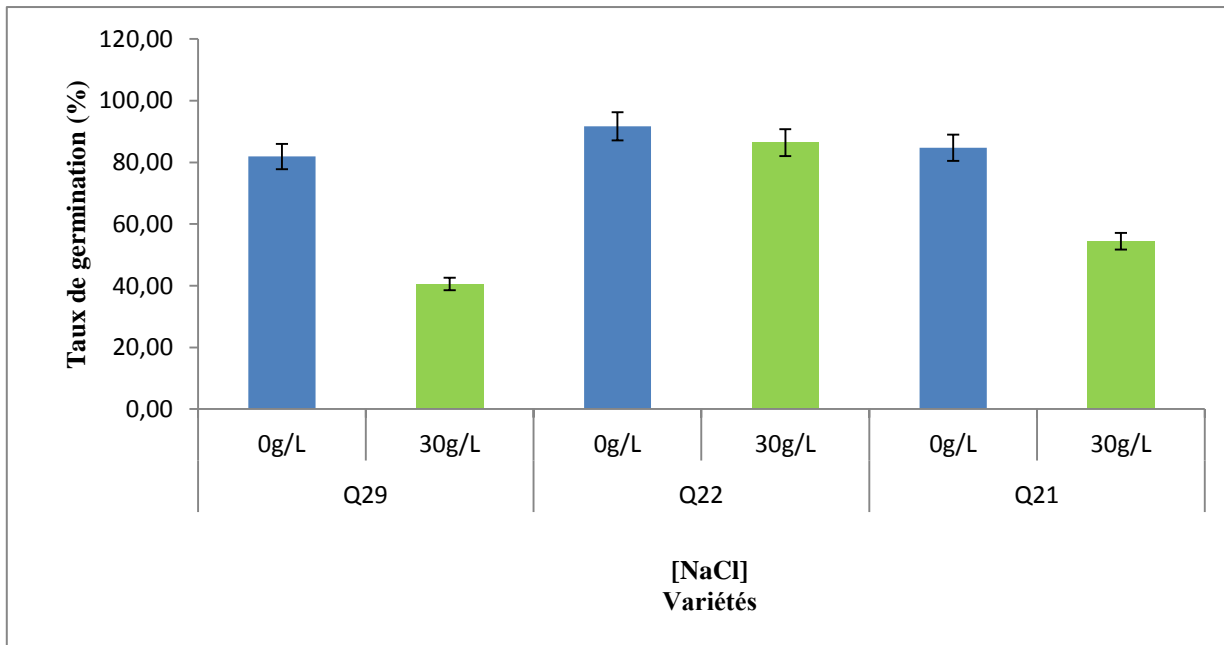


Figure 8 : Taux de germination des graines mises à germer soit directement au milieu témoin non salé, soit sur milieu témoin mais après prétraitement avec NaCl à 30 g/L.

Le test de réversibilité de l'effet du NaCl a été étudié à la concentration de 30 g/L (Figure 8). Ces résultats montrent que le transfert des graines dans de l'eau distillée est suivi d'une reprise de la germination par rapport au témoin.

Dans notre travail, les variétés Q29 et Q21 ont montré une certaine irréversibilité de l'effet dépressif de NaCl, ce qui probablement dénote des effets d'ordre osmotique et toxique au niveau cellulaire tout au moins durant la période de germination prise en compte, soit 7 jours et pour les doses de salinité testées.

Cette reprise est plus faible chez des graines de la variété Q29, alors qu'elle est plus rapide chez la variété Q22.

Tandis que cet effet paraît essentiellement d'ordre osmotique pour la variété Q22.

Seule la variété Q21 qui a rétabli 100 % de la germination des graines en présence de l'eau distillée après qu'elle avait subi l'effet de 30 g/L en NaCl (Figure 8).

4.1.6 Effet de la salinité sur la mobilisation des réserves

La mobilisation des réserves est une étape essentielle au cours de la quelle il ya dégradations des réserves pour soutenir les premiers stades de croissance des plantules.

La vitesse d'épuisement des réserves a été estimée indirectement par la quantité de matière sèche résiduelle de la graine après 14 jours de germination.

La figure 9 présente les résultats de l'effet de différentes concentrations en NaCl sur la mobilisation des réserves secs résiduelle après 14 jours de germination des graines de quinoa (les valeurs avec des lettres différentes sont significativement différentes).

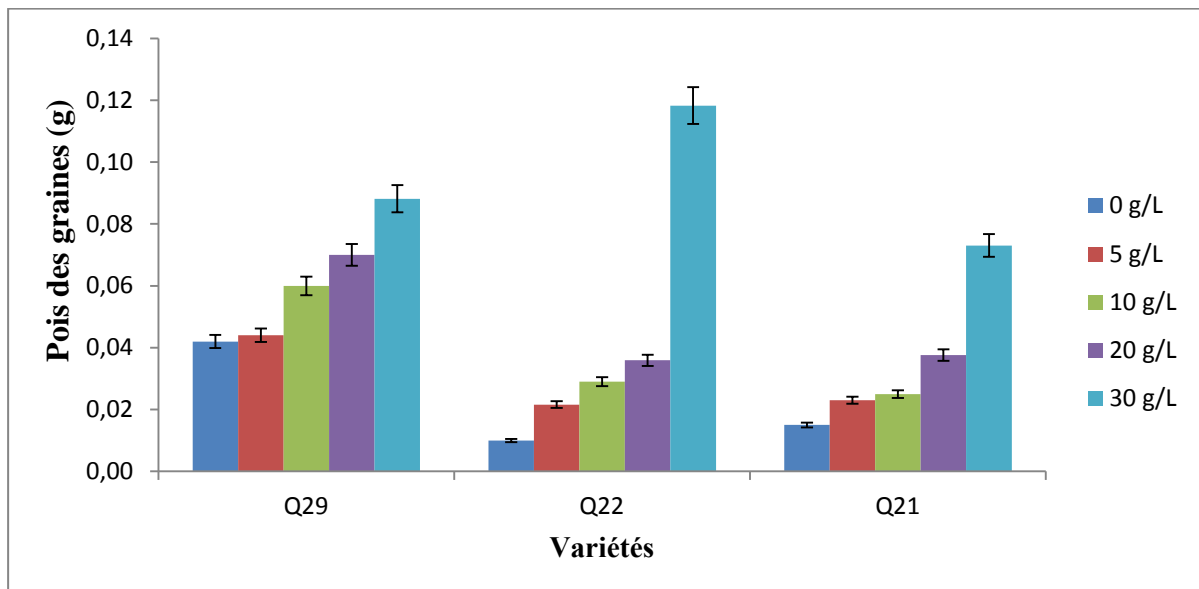


Figure 9 : Effets des différentes concentrations en NaCl sur la mobilisation des réserves après 14 jours de germination des graines de quinoa.

Dans notre travail, on remarque que le poids des graines évolue avec à la concentration. En effet, l'augmentation de la concentration est toujours accompagnée de l'augmentation du poids.

Chez la variété Q29 une augmentation légère du poids des graines est observée en passant d'une concentration à une autre ce qui suggère l'existence d'une mobilisation qui devient de plus en plus moins importante.

La variété Q22 présente un poids sec résiduel à la concentration extrême (30 g/L) très important comparativement au témoin, d'où une mobilisation des réserves reste très réduite.

Tandis que pour la variété Q21 la différence entre le poids sec résiduel à la concentration (30 g/L) est le poids du témoin (0 g/L) renseigne sur un état de mobilisation important.

4.2 Discussion

Pendant la germination, l'émergence de la radicule 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).

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.*, 1991).

D'après Ben Miled et *al.* (1986), 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.* (1991) ont expliqué que, ce retard pourrait être dû à l'altération des enzymes et des hormones qui se trouvent dans la graine.

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 *et al.* (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).

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 a 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/ou 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 (Mirmazloum *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. Néanmoins des phénomènes de toxicité dus à l'accumulation des ions Na⁺ et Cl⁻, se sont également manifestés, comme en témoigne la baisse de la capacité germinative, par rapport au témoin, même après le retour à un milieu ne contenant pas de NaCl.

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 hydrolytiques. 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

L'étude effectuée au laboratoire nous a permis l'évaluation de l'effet du stress salin sur la germination de trois variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) : Q21, Q22 et Q29.

Les résultats rapportés dans cette étude montrent que la salinité a un effet néfaste sur le développement de quinoa, au stade de la germination, quelque soit la variété, mais le degré de réponse vis-à-vis du stress salin diffère d'une variété à une autre.

Les effets dépressifs de sel sont essentiellement de nature osmotique mais à de fortes concentrations des phénomènes de toxicité peuvent se manifester.

La capacité germinative et la vitesse de germination des variétés étudiées sont touchées et elles diminuent avec l'augmentation de la concentration du NaCl ajouté.

Concernant la croissance de la partie aérienne et la partie racinaire, on remarque un effet négatif du sel sur la croissance des épicotyles en fonction de la variété et du stress appliqué. Cependant aucune différence significative dans la réponse au stress entre les trois variétés n'est observée, quand à la croissance des racines.

Ainsi, la présente étude nous a permis de classer les variétés étudiées en trois groupes significativement différents, en comparant leur taux de germination moyen.

Le premier groupe est formé de Q21 qui est la variété la plus tolérante au sel.

Le deuxième groupe renferme la variété moyennement tolérante à savoir Q29.

Le troisième groupe contient la variété Q22 qui est la plus sensible au stress salin parmi les trois variétés étudiées.

Enfin, cette étude devrait être complétée par des expérimentations sur le champ afin de confirmer la tolérance de ces variétés sans pénaliser le rendement.

Bibliographie

1. **Alem C., Amri A., 2005.** Importance de la stabilité des membranes cellulaires dans la tolérance à la salinité chez l'orge. *Reviews in Biology and Biotechnology*, Vol.4, No. 1 : 20-31.
2. **Askri H., Rejeb S., Jebari H., Nahdi H. et Rejeb M., 2007.** Effet du chlorure de sodium sur la germination des graines de trois variétés de pastèque (*Citrullus lanatus* L.) *Science et changements planétaires / Sécheresse*. Vol. 18 (1), 51-5.
3. **Ayala, G., L. Ortega y C. Morón. 2004.** Valor nutritivo y usos de la quinua. In: A. Mujica, S. Jacobsen, J. Izquierdo y JP. Marathe (eds). *Quinoa: Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro*. FAO. UNA. CIP. Santiago, Chile, pp 215-253.
4. **Bayuelo-Jimenez J. S., Craig R., Lynch J. P., 2005.** Seed physiology, production and technology. *Crop Sci.* 42 (2002) 1584 p.
5. **Beatriz V. and Suzana C., 2012.** Applications of Quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*) and Amaranth (*Amaranthus Spp.*) and Their Influence in the Nutritional Value of Cereal Based Foods. *Food and Public Health*.vol 2(6): 265-275.
6. **Belhabib, 2005 :** Les cultures alternatives : Quinoa, Amarante et épeautre. *Bulletin du PNTTA n° 133*, Octobre 2005.
7. **Belkheiri O., 2009.** Adaptabilité des espèces du genre *Atriplex* aux conditions de salinité et d'aridité. Thèse de doctorat, Université di Sassari (Espagne), 90p.
8. **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.
9. **Ben Mahioul 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.
10. **Ben Miled D., Bousaid M., Abdlkeffi A., 1986.** Colloque sur les végétaux en milieu aride. Djerba 8- 10 sept. 1986. Fac. Sci. de Tunis ept. *ACCTT*, 586p.
11. **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.
12. **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., Sentenach H., Casse F., 2003.** Functional analysis of AtHKT1

- in Arabidopsis shows that Na⁺ recirculation by the a phloem is crucial for salt tolerance. *Embo Journal*, Vol. 22: 2004- 2014.
13. **Bhargava A., Shukla S., Ohri D., 2006.** Chenoppdium quinoa-An Indian perspective. *Ind Corps Prod* 23 :73-87.
 14. **Bidai Y., 2001.** Le mètabolisme de la proline chez *Atriplex halimus* L. stressée à la salinité. Mémoire de Magister en physiologie végétale. Université d'Oran. pp 69-71.
 15. **Bizid E., Zid E., Grignon C., 1988.** Tolérance à NaCl et sélectivité K⁺/Na⁺ chez les Triticales, *Agronomie* 8(1) :23-27.
 16. **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**: 721-725.
 17. **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.
 18. **Cercam, 2014.** Fiche de synthèse de quinoa (Une culture à fort potentiel d'adaptation et de production pour le Maroc), 5 p.
 19. **Cokkizgin A., (2012).** Effects of lead (PbCl₂) stress on germination of lentil (*Lens culinaris* Medic.) lines. *Afr J Biotechnol* 9(50):8608-8612.
 20. **Debez A. ; Ben Hamed K.; GRIGNON C., ABDELLY C., 2004.** Salinity effects on germination, growth, and seed production of the halophyte *Cakile maritima*, *Plant Soil* 262: 179-189.
 21. **Debez A., Chaïbi W., Bouzid S., 2001.** Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. *Agriculture*. Vol. 10, n°2, pp. 8-135.
 22. **Del Castillo C. Gregory M., Winkel T., 2008.** Le Quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente « bio-équitable ». *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 12(4) : 421-435.
 23. **Durand.JH., 1958.** Les sols irrigables. Etude pédologique –ED. Imbert, Alger, 190p.
 24. *et Vigna unguiculata*), 124: 12424-12432 p.
 25. **FAO, 2008.** (Food and Agriculture Organisation), 2008.statistiques agricoles mondiales. production des cultures, <http://foostat.fao.org>, (29/02/2008).
 26. **FAO, 2016.** (Food and Agriculture Organisation), 2016.Quinoa en Algérie. P16.
 27. **FOASTAT, 2010.**(Food and Agriculture Organisation stat) disponible sur : <http://foostat.foa.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#anchor> .

28. **Gandarillas H., 1968.** Caracteres botánicos más importantes para la clasificación de la quinua. In: Universidad Nacional Técnica del Altiplano, ed. *Anales de la Primera convención de Quenopodiáceas quinua – cañahua*. Puno, Perú: Universidad Nacional Técnica del Altiplano, 41-49.
29. **Ghrib C.D., Kchaou R., Gharbi F., Rejeb S., Khoudja L., Nejib Rejeb M., Euro. Journals Publishing, Inc. 50 (2011) 208.**
30. **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.
31. **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.
32. **Hamza M., 1982.** Adaptations physiologiques à la salinité des plantes cultivées *Bull.Soc.Ecophysiolo.*7-2. 169-184.
33. **Hassani A., Dellal A., Belkhodja M., KAID- HARCHE M., 2008.** Effet de la salinite sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum Vulgare*).*European Journal of Scientific Research*. ISSN 1450-216X Vol.23 No.1, pp.61-69.
34. **Hopkins W.G., 2003.** *Physiologie végétale*. 2ème édition. De Boeck, Bruscelles:476p.
35. **IPTRID (Programme International pour la Technologie et la Recherche en Irrigation et Drainage) 2006.** Conférence électronique sur la salinisation: Extension de la salinisation et Stratégies de prévention et réhabilitation Du 6 Février au 6 Mars 2006, 12 p.
36. **Jabnoue 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.
37. **Jacobsen S.E. and Stolen O., 1993.** Quinoa – Morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe. *European Journal of Agronomy*. 2 :19-29.
38. **Jacobsen S.E., Quispe H., Christiansen J.L., Mujica A., 2000.** What are the mecanisms responsible for salt tolerance in quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.). *European Cooperation in the feild of scientific and technical Research (E. Commission, ed.)*, Bruxelles. Pp. 551-516.

39. **Keller F. et Ludlow M.M., 1993.** Carbohydrate Metabolism in Drought-Stressed Leaves of Pigeonpea (*Cajanus cajan*), Journal of Experimental Botany, Vol. 44, No. 265, pp. 1351-13.
40. **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.
41. **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.
42. **Lebon Vallet , 2008.** Implantation du quinoa et simulation de sa culture sur l'Altiplano bolivien. Thèse de doctorat, Agro PARIS Tech, France. l'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech), 246p.
43. **Leclerc J.C., 1999.** Ecophysiologie végétale. publications université. Saint Etienne p 188-235.
44. **Lemzeri H., 2006.** Réponses écophysiologiques de trois espèces forestières du genre *Acacia*, *Eucalyptus* et *Schinus* (*A. cyanophylla*, *E. gomphocephala* et *S. mölle*) soumises à un stress salin. Mémoire de magistère, Université de Mentouri Constantine, 180 p.
45. **Levigneron A., Lopez F., Varisuyt G., Berthomien P., Casse-Delbar T., 1995.** Les plantes face au stress salin. Cahier d'agriculture. (4): 263-273.
46. **Mallek-Maalej L., Boulasnem F., Lasnem F., Bensalem M., 1998.** Effet de la salinité sur la germination de graines de céréales cultivées en Tunisie. Cahiers Agricultures, (2) 153-6.
47. **Marouf A. et Reynaud J., 2007.** La botanique de A à Z. 1662 définitions. Ed Dunod : Pp .286.
48. **Maughan P.J., Tumer T.B., Colman C.E., Elzinga D.B., Jellen E.N., Morales J.A., Usall J.A., Fairbanks D.J., Bonif Acio A., 2009.** Characterization of Salt Overly Sensitive (sos) gene homoeologs in quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.). Genome. Vol. 52. Pp. 647-657.
49. **Mermoud A., 2006.** Cours de physique du sol : Maîtrise de la salinité des sols. Ecole polytechnique fédérale de Lausanne, 23 p.

50. **Miri Y. and Mirjalili S.A., 2013.** Effects of Salinity Stress on Seed Germination and Some Physiological Traits in Primary Stages of Growth in Purple Coneflower (*Echinacea Purpurea*). International journal of Agronomy and Plant Production. Vol., 4(1) ,142-146.
51. **Mirmazloum S.I., Szabo K., Poorkalhor V., 2010. Németh E., Horti.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.
52. **Mrani A. M., El Jourmi L., Ouarzane A., Lazar S., El Antri S., Zahouil Y. M., Hmyene A., 2013.** Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé (Effect of salt stress on germination and growth of six Moroccan whe at varieties) *J. Mater. Environ. Sci.* 4 (2013) 997.
53. **Mujica A., Izquierdo J., Marathee J.P., 2001.** Origen y descripción de la quinua. Quinoa (*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.
54. **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.
55. **Okçu G., Kaya M.D., Atak M., 2005.** Effects of salt and drought stresses on germination and seedling growth of pea (*Pisum sativum* L.). *Turk J. Agric For.* 29, 237-242.
56. **Pearen J.R., Pahl M.D., Wolynetz M.S., Hermesh R., 1997.** Association of salt tolerance at seedling emergence with adult plant performance in slender wheat grass. *Canadian Journal of Plant Science* 77:81-89.
57. **Rejili M., Vadel A.M., Guetet A., Neffatti M., 2007.** Effect of NaCl on the growth and the ionic balance K⁺/Na⁺ of two populations of *Lotus creticus* (L.) (Papilionaceae). (73) : 623-631p.
58. **Rejili M., Vadel A.M., Neffatti M., 2006.** Comportements germinatifs de deux populations de *Lotus creticus* (L.) en présence du NaCl. *Revue des Régions Arides*, (17) : 65-78.
59. **Rhodes J. and Laveday J., 1990.** Salinity in irrigated agriculture riverside. USDA: 1089-1141.

60. **Rojas W., Pinto M., Soto J.L., 2010.** Distribucion geografica y variabilidad genetic de los granos andinos. In Rojas W., Soto J.L., Pinto M., Jager M. et Padulosi S. (eds). Granos Andinos : Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinoa, canahua y amaranto en bolivia.
61. **Shabala S., Hariadi Y., Jacobsen S.E., 2013.** Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differential control of xylem Na⁺ loading and stomatal density. *Journal of Plant Physiology*. Vol. 170. Pp. 906-914.
62. **Siddiqui I.A., Shaukat S.S., Hussain S.I., Khan A., 2006.** Role of cyanide production by *Pseudomonas Fluorescens* CHA0 in the suppression of root-knot nematode, *Meloidogyne javanica* in tomato. *World J. Microb. Biot.* 22, 641-650.
63. **Tapia M.E. , 1979.** La quinua y la kañiwa: cultivos andinos. Serie Libros y Materiales Educativos 49. Bogota: IICA, CIID. Vacher J.J., 1989. *Los riesgos de la helada en el Altiplano boliviano.* La Paz: ORSTOM - SENAMHI.
64. **Tapia, 2000 :** Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentacion. Quinoa (*Chenopodium Quinoa* Willd.) : ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. transporteur de sodium et potassium de la famille HKT chez le riz .Thèse doctorat, univ Montpellier II. transporteur de sodium et potassium de la famille HKT chez le riz .Thèse doctorat, univ Montpellier II.
65. **Tremblin G., 2000.** Comportement auto-écologique de *Halopeplis amplexicaulis*: plante pionnière des sebkhas de l'ouest algérien. *Sécheresse*, 11 (2): 109-116.
66. **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.
67. **Winkel T., 2009.** Le Quinoa : le succès bio équitable d'une plante ancestrale. *Actualité scientifique*, 329: 2.
68. **Zekri M., 1993.** Osmotic and toxic ion effects on seedling emergence and nutrition of Citrus root stocks. *J. Plant Nutr.* 16, 2013-2028.
69. **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

Annexes N°(1) : Tableau d'analyse de la variance de taux.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	14	35614.444	2543.889	127.194	< 0.0001
Erreur	30	600.000	20.000		
Total corrigé	44	36214.444			

Calculé contre le modèle $Y = \text{Moyenne}(Y)$

Annexes N°(2) : Tableau d'analyse de la variance de la longueur des racines.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	14	65858.738	4704.196	489.646	< 0.0001
Erreur	30	288.220	9.607		
Total corrigé	44	66146.959			

Calculé contre le modèle $Y = \text{Moyenne}(Y)$

Annexes N° (3): Tableau d'analyse de la variance de la longueur des épicotyles.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	14	60941.026	4352.930	351.487	< 0.0001
Erreur	30	371.529	12.384		
Total corrigé	44	61312.555			

Calculé contre le modèle $Y = \text{Moyenne}(Y)$

Annexes N° (4) : Synthèse (Moyennes estimées) – variété.

	taux	LT	LR
Q21	87.333 a	41.038 a	51.540 a
Q22	79.667 b	35.342 c	52.467 a
Q29	82.333 b	38.225 b	50.143 a
Pr > F (Modèle)	< 0.0001	< 0.0001	< 0.0001
Significatif	Oui	Oui	Oui

Annexes N° (5): Tableau de synthèse pour tous les Y.

	taux	LT	LR
R²	0.983	0.994	0.996
F	127.194	351.487	489.646
Pr > F	< 0.0001	< 0.0001	< 0.0001

Annexes N° (6) : Synthèse (Moyennes estimées) - variété*concentration.

	taux	LT	LR
Q21*C1	100.000 a	100.000 a	100.000 a
Q22*C1	100.000 a	100.000 a	100.000 a
Q21*C2	100.000 a	64.170 b	91.963 b
Q29*C1	100.000 a	100.000 a	100.000 a
Q22*C2	100.000 a	55.216 c	95.530 ab
Q29*C2	95.000 ab	62.299 b	91.407 b
Q21*C3	98.333 a	17.578 d	34.837 cd
Q22*C3	96.667 ab	10.635 def	38.766 c
Q29*C3	95.000 ab	13.254 de	31.411 de
Q21*C4	95.000 ab	15.364 de	24.812 f
Q22*C4	93.333 ab	9.932 def	27.198 ef
Q29*C4	86.667 b	12.073 de	22.110 f
Q21*C5	43.333 c	8.077 ef	6.089 g
Q29*C5	35.000 d	3.501 fg	5.788 g
Q22*C5	8.333 e	0.928 g	0.842 g
Pr > F(Modèle)	< 0.0001	< 0.0001	< 0.0001
Significatif	Oui	Oui	Oui

الملخص

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

الهدف من هذا العمل هو دراسة تأثير الملوحة على إنبات ثلاثة أنواع من الكينوا وهي: Q21 و Q29 و Q22 الخاضع لتركيزات متزايدة (0، 5، 10، 20، 30 غ / ل).

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن مقاومة الملوحة للأصناف الثلاثة لوحظت بطريقة متغيرة من نمط وراثي إلى آخر. و تتميز المجموعة Q21 بأنها الأفضل لمعظم العوامل التي تمت دراستها تقريباً.

الكلمات الرئيسية: كينوا، إجهاد الملح، الإنبات، كلوريد الصوديوم

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.

L'objectif de ce travail est d'étudier l'effet de la salinité sur la germination de trois variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) qui sont : Q21, Q29 et Q22 soumises à des concentrations croissantes en NaCl (0, 5, 10, 20, 30 g/L).

Les résultats obtenus ont montré que la résistance à la salinité des trois variétés a été observée d'une manière variable d'un génotype à l'autre. La variété Q21 ressort comme la meilleure pour la quasi-totalité des paramètres étudiés.

Mots clé : Quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.), stress salin, germination, NaCl .

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 objective of this work is to study the effect of salinity on the germination of three quinoa varieties (*Chenopodium quinoa* willd.) Which are: Q21, Q29 and Q22 subjected to increasing concentrations of NaCl (0, 5, 10, 20, 30 g / L).

The results obtained showed that the salinity resistance of the three varieties was observed in a variable manner from one genotype to another. The Q21 variety stands out as the best for almost all the parameters studied.

Key words: Quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.), Salt stress, germination, NaCl.