UNIVERSITE KASDI MERBAH-OUARGLA

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Biologiques

Mémoire en Vue de l'Obtention du Diplôme

MASTER ACADEMIQUE

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : SciencesBiologiequs

Spécialité : Biotechnologie végétale

Présenté par: Benmoussa fatma zohra

Tama raihanarahil

Thème

Effets de la salinité sur la germination et lacroissance post germinative de quatre variétés de quinoa

(Chenopodium quinoa Willd)

Soutenu publiquement

Le :08/07/2021

Devant le jury :

Président	Mme TELLI A.	M.C.B	UKM Ouargla
Promoteur	Mme DJERROUDI O	M.C.A	UKM Ouargla
Examinateur	Mr. CHAABENA A	M.A.A	UKM Ouargla

Année universitaire:2020/2021

Didicace

Je dédie cet humble acte à mes parents,

A ma mère, mon meilleur exemple et modèle de persévérance pour toujours aller de l'avant et ne jamais abandonner. Et pour sa compassion, sa patience, sa compréhension, sa disponibilité, son écoute constante et son soutien sans pareil dans les moments les plus difficiles de ma vie.

A mon cher père, aucune dédicace ne peut
Lui exprimer amour et respect Là où je viens aujourd'hui, je vous dois mes chers parents, que Dieu vous protège.

A mes frères Adel, Rostom, Gad et Yousry
À Binome Sarah
A mes amis Ruwaida, Maysoon, Rasha, Sana et à tous mes professeurs Au cours de ma carrière universitaire

Rahil

Dedicace

Louange à Allah tout puissant, pour sa miséricorde. et je dédie mon travaille à :

*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 ourda

* Mon père kamel 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.

* A mes frères Abdelhamid et Abdelmoyz adorées, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de réussite.

* A mes adorables sœurssoudjoud, saba et, que Dieu vous bénisse et comble votre vie de bonheur et de réussite.

*A mon binôme Raihana .

* A ma chère amie Nodjoud ,Souhila ,Dalal.

Fatma.Z

Remerciements

Premièrement, nous remercions Dieu de nous avoir donné le courage, la volonté et la conscience pour terminer nos études et faire ce travail

Nous exprimons nos sincères remerciements et à tous

Merci et appréciation à Mme Djerroudi.O pour nous avoir surveillé

Nos sincères remerciements aux membres du jury qui ont accepté d'évaluer ce modeste travail.

Je tiens à remercier le directeur et l'ensemble du personnel de l'INRA (Institut National de la Recherche Sidi Mehdi Touggourt)

Merci à tout le personnel du Laboratoire de biotechnologie de la nutrition

Nous remercions également le professeur Ahmed chaabna pour son aide précieuse dans ce travail.

Table de matière

Introduction Générale	1
PartieBibliographique	
Chapitre I : Généralité sur le quinoa	
I.1 Origine du quinoa	5
I.2 Classification botanique	5
I.3. Importance de la culture du quinoa	5
I.3. 1. Dans le monde	5
I.3.2En Algérie	6
I.4. Description morphologique de la plante	6
I.4.1 Caractères végétatifs	6
I.4.2 Caractères floraux	6
I.5.Composition nutritionnelle	7
I.6.Utilisations de Quinoa	7
Chapitre II : Généralités sur la salinité	
II.1.Définitions du stress	9
II.2.Types de stress	9
II.2.1 Biotique	9
II.2.2. Abiotique	9
II .3.Définition de la salinité	9
II.4.Types de salinité	9
II.5.Stresse salin	10

II.6.Effets de la salinité sur les plantes	10
II.6.1.sur l'eau dans la plante	10
II.6.2.Sur la germination	10
II.6.3.Sur la croissance et le développement	10
II.7.Effet de la salinités sur le quinoa	11
II.8.Stratégies d'adaptation à la salinité chez les plantes	11
II.8.1.Inclusion et compartimentation des ions	11
II.8.2.Exclusion des ions toxiques	12
II.8.3.Ajustement osmotique	13
III.**9.Généralités sur la Germination**	15
III.9.1.Définition	15
III.9.2. Conditions de germination	15
III.9.2.1. Conditions externes	15
III.9.2.2. Conditions internes	16
II.9.3.Phases de germination	16
III.9.4.Types de germination	17
III.9.4.1. Germination épigée	17
III.9.4.2. Germination hypogée	17
III.9.5. Obstacles à la germination	17
III.9.5.1. Inhibitions tégumentaires	17
III.9.5.2. Dormances embryonnaires	18
PartieExpérimentale	
Chapitre III : Méthodes et matériel	

IV.1. Objectif de l'essai	21
IV.2. Matériel végétale	21
IV.3. Méthodologie de travail	22
IV.3.1. Préparationdes graines	22
IV.3.2. Préparation des solutions salines	22
IV.3.3.Test de germination	23
IV.4. Paramètres étudiés	25
IV. 4.1.Taux de germination	25
IV.4.2.Taux de germination final	26
IV.4.3.Vitesse de germination	26
IV.4.4.Coefficient de vélocité	26
IV.4.5. Temps moyen de germination (t)	27
IV.4.6.Temps pour 50% de germination	27
IV.4.7.Longueur des radicules	27
ChapitreV : Résultats et discussion	
V.5.1.Evolution des Taux de germination	29
V.5.2.Evolution de Taux de germination finale	30
V.5.3.Évolution de la vitesse de germination	32
V.5.4.Coefficient de vélocité	33
V.5.5.Temps moyen de germination (t)	35
V.5.6.Temps pour 50 % germination (t ½)	37
V.5.7.Longueur de la ridicule	38

V.6.Discisions	40
Conclusion	46
Référence	49
Annexe	/

Liste des figures

N°	Titer de figure	Page
1	Courbe théorique de la germination	16
2	Les graines de quinoa**(*Chenopodium quinoa* Willd.)**utilisées	21
3	Solutions salines préparées	23
4	Préparation des boites pétri.	24
5	Mise en germination des graines	24
6	Boites de pétri ensemencées	25
7	Evolution du taux de germination en fonction des variétés et des différentes doses	29
8	Evolution du taux de germination final en fonction des variété et des différentes doses	31
9	Evolution de la vitesse de germination en fonction des variétés et des différentes doses	33
10	Coefficient de vélocité pour les différentes concentrations	34
11	Temps moyen de germination (t) en jours	35
12	Temps pour 50 % germination (t ½) pour les différentes variété et les déférentes concentrations	37
13	Variation de la longueur de la radicule de différentes variétés en fonction de la concentration en Nacl	38

Liste des tableaux

N°	Titer de Tableau	page
1	Classification botanique	5
2	Identification des variétés utilisées	22
3	Analyse de la variance (Variable Taux de germination final%)	32
4	Analyse Type I Sum of squares (Variable Taux de germination final%)	32
6	Analyse Type I Sum of squares (Variablecoefficient de vélocité)	35
7	Analyse de la variance (Variable Taux Moyen de germination(t) en jour)	35
8	Analyse Type I Sum of squares (Variable Taux Moyen de germination(t) en jour)	35
9	Analyse de la variance (Variable Temps pour 50 % germination (t ½))	38
10	Analyse Type I Sum of Squares (Variable Temps pour 50 % germination (t1/2)) :	38
11	Analyse de la variance (Variable longueur de radicule(mm))	39
12	Analyse Type I Sum of squares (Variable Longueur de la Radicule (mm))	40

Liste des annexes

N°	titre
1	Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le taux de germination final
2	Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la coefficient de vélocité
3	Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le Taux Moyen de germination(t) en jour
4	:Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle deconfiance à 95% pour le Temps pour 50 % germination (t ½)
5	Tableau5 :Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la longueur de la radicule (mm

Introduction

Introduction

Environ 97,5% de l'eau mondiale est saline **(Adolf et *al*., 2013)** et 5 % de 1,5 milliard d'hectares des terres cultivées est affectée par le sel **(Meryem Brakez et *al*., 2014).**L'augmentation de la population amplifie la pression sur les ressources en eau douce et la rend de plus en plus difficile à assurer sonapprovisionnement.Ajouté à cela le contexte du changement climatique, les températures élevées et les périodes de sécheresses de plus en plus longues sont des facteurs qui incitent les scientifiques à rechercher des alternatives aux ressources en eau douce.

La salinisation dessols est considérée comme le facteur le plus important qui limite la production,notamment au niveau des régions arides et semi arides.

La salinité des sols existe depuis très longtemps, en Algérie, elle a été signalée par**Ville, (1872)** dans son exploration géologique du Nord vers le Sahara. En Algérie plus de 20% des sols irrigués sont concernés par des problèmes de salinité(**Rouabhia et Djabri, 2010**) et dans leszones arides, les sols sodiques représentent environ 25 % de la surface cartographiée **(Halitim, 1985)**.

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

La germination est considérée comme une étape critiquedans le cycle de développement de la plante. En effet, elleconditionne l'installation de la plantule, son branchementsur le milieu, et probablement sa productivité ultérieure.

De nombreux travaux ont montré que l'accumulation dechlorure de sodiumdans les solsou dans l'eaud'irrigation affecte la germination de deux manières, il diminuela vitesse de germination et réduit le pouvoir germinatif **(Hajlaoui et *al.*,2007),** ce qui entraîne une diminutiondu pouvoir germinatifdes rendements et la qualité de la production **(Parida et Das, 2005).**

Laréduction du pouvoir germinatif est due à l'augmentationde la pression osmotique de la solution du sol, qui ralentitl'imbibition et limite l'absorption de l'eau nécessaire audéclenchement des processus métaboliques impliquésdans la germination. La salinité perturbe également lessystèmes enzymatiques impliqués dans les

différentesfonctionsphysiologiques de la graine en germination telsque la diminution de l'activité de polyphénol oxydase etamylase et des peroxydases**(Hajlaoui et *al.*,2007).**

La presque totalité de la nutrition de la population mondiale est fournie par les aliments en grains dont 95% sont produits par les cultures céréalières **(Bonjean et Picard, 1990).** Dans ce cadre, le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). est une pseudo-céréales considéré comme une culture alternative majeure pour répondre aux pénuries alimentaires de ce siècle **(Ruiz et *al.*, 2014).**

Le quinoa devient de plus en plus populaire, et sa culture est parmi les plus rapides dans le monde, ce qui lui permet de contribuer significativement à la sécurité alimentaire et à la nutrition (Algérie presse service, 2014).

Cette plante peut s'adapter aux conditions défavorables, ce qui lui permet de résister à la sécheresse, la salinité, acidité du sol et au froid, aussi peut être cultivé à haute altitude dans les régions montagneuses (**Repo-Carrasco-Valencia et *al.*, 2009)**. En conséquence, le quinoa connait par sa valeur nutritionnelle supérieure de ces graines par rapport aux céréales conventionnelles, notamment à cause de leur teneur élevée en protéines, mais aussi de ses effets bénéfiques probables sur la santé, a cette particularité de quinoa suscite alors un intérêt croissant économique et nutritionnelle dans le monde **(Herbillon, 2015)**.

Beaucoup de recherches se sont orienté vers les halophytes depuis longtemps et se sont encore accentués cette dernière décennie. En effet, les halophytes sont considérés comme de nouvelles cultures potentielles à être utilisés comme fourrage, légume et oléagineux **(Masters *et al*., 2007 ; Nichols*et al*., 2009 ; Glenn *et al*., 2013).**

L'objectif principal de cette étude est de déterminer l'effet de chlorure de sodium sur les différents paramètres de germination chez quatregénotypes de quinoa. Le présent mémoire tente de répondre aux questions suivantes : Quel est l'effet de la salinité sur les différentes variétés étudiées de ***Chenopodium quinoa* willd**?Sont-elles tolérantes à la salinité ?

Le présent document est subdivisé en deux parties, et se termine par une conclusion générale suivie de la liste des références avec :

- PartieI est réservé à une synthèse bibliographique.
- PartieII est consacré pour la partie expérimentale

Partie Bibliographique

I.1 Origine du quinoa

Le quinoa (***Chenopodium quinoa Willd.)*** est une plante herbacée annuelle de la famille de Chénopodiacées Originaire de la région andine de l'Amérique du Sud, elle a été domestiquée par les peuples autochtones il y a plusieurs milliers d'années. Cultivée de puis le niveau de la mer jusqu'après de 4000 m d'altitude sur les hauts plateaux de la Cordillère des Andes, la plante s'est progressivement adaptée à la pauvreté des sols et aux conditions écologiques extrêmes. Principalement cultivé pour la consommation de ses graines qui sont souvent confondues avec celles des céréales comme le blé, le riz ou le maïs.

I.2 Classification botanique

Le quinoa est une pseudo-céréale, dicotylédone angiosperme de la famille des Chénopodiacées. Depuis 2009, une nouvelle classification dite phylogénétique (APG III) range le quinoa dans la famille des Amaranthaceae.

Tableau 1 : Classification scientifique du quinoa

Classification de Cronquinst (1981)	
Régne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnomiopsidae
Sous-classe	Caryophyllidae
Ordre	Caryophyllalles
Famille	Chenopodiaceae
Genre	Chenopodium
Classification APG III (2009)	
Ordre	Caryophyllales
Famille	Amaranthaceae
Nom binomial	
Chenopodium quinoa Willd	

I.3. Importance de la culture du quinoa

I 3. 1. Dans le monde

Selon **Lescano (1994),** le quinoa est distribué dans toute la région andine, Colombie au nord de l'Argentine et au Chili. La répartition géographique du quinoa dans la région s'étend à partir de la latitude 5 degrés nord dans le sud de la Colombie jusqu'à

la latitude 43 ° sud dans la région du Chili, et sa distribution altitudinale va du niveau de la mer au Chili à 4000 m dans l'Altiplano du Pérou et la Bolivie.

I .3.2En Algérie

D'après **Yahia (2014),**l'introduction de la culture du quinoa en Algérie ouvre de grandes perspectives de développement, en raison de l'adaptation de cette plante associée auxcéréales à différents climats.

Selon des scientifiques, l'intérêt de cette plante réside dans sa capacité de résistance face à des condition climatiques extrêmes (sécheresse, pauvreté des sols,salinité) .

I.4. Description morphologique de la plante

Le quinoa (*Chenopodium quinoa W*illd.) est halophyte,herbacée, autogame, annuelle.Les grains germent en unedizaine d'heures environ si les conditions optimales de température et d'humidité sont bonnes; les cotylédons apparaissent généralement vers le 7e jour après l'émergence **(Del Castillo et *al.*, 2008).**

I.4.1 Caractères végétatifs

- **Les racines :** Le quinoa a un système racinaire pivotant, vigoureux, profond, bien ramifié et fibreux qui assure sa résistance à la sécheresse et sa bonne stabilité **(Herbillon, 2015).**
- **La tige :** Cylindrique au niveau du collet et puis anguleuse à partir des ramifications **(Gandarillas, 1979).** A une taille comprise entre 0,5 et 1,5 m selon la variété et les conditions de croissanceet les conditions de culture comme ladensite d'ensemencement ou la fertilisation**(Mujica et *al*.,2001).**
- **Les feuilles :** Les feuilles d'une même plante sont nettement polymorphes, celles de la tige principale étant plus longues que celles des ramifications **(Del Castillo et *al*.,2008).**

I.4.2 Caractères floraux

- **Les fruits :** Le fruit est un akène comprenant plusieurs couches, **(Risi et Galwey, 1984 in Herbillon, 2015).** À savoir de l'extérieur vers l'intérieur : périgone, péricarpe et épisperme. Chaque fruit contient une seule graine dont la couleur, la forme et la taille est variable**(Gandarillas, 1979).**

- **Les fleurs :** Le quinoa présente des fleurs hermaphrodites disposées en inflorescences en grappes, considérées comme de faux épis (panicules) **(Del Castillo et *al.*,2008).**

- **Les graines :** Principales parties comestibles de la plante, peuvent être de trois formes différentes : conique, cylindrique ou ellipsoïde **(Quispe et *al*., 1976 in Herbillon, 2015).** Recouvertes de saponine (Une substance anti-nutritive amère qui éloigne naturellement les oiseaux, éliminée par lavage) **(Del Castillo et *al*., 2008).**

I.5.Composition nutritionnelle

Les quinoas sont riches en protéines, en acides aminés essentiels, en fibres alimentaires, en graisses, en minéraux, en vitamines et en antioxydants naturels **(Jyoti et Chanu, 2018).**Il représente donc un aliment intéressant particulièrement pour les personnes végétariennes. Un très grand avantage, pour les personnes atteintes du syndrome du côlon irritable ou de la maladie coeliaque, est que le quinoa ne contient pas du gluten.

I.6.Utilisations de Quinoa

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

I.6.1Alimentation 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.

I.6.2Alimentation animale

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

I.6.3Utilisations 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 etcomme insectifuge **(Mujica et *al.*,2001).**

Les graines de quinoa sont aujourd'hui considérées comme une très bonne source de Composés phénoliques qui sont des métabolites secondaires bioactifs largement présents dans les aliments d'origine végétale couramment consommés) **(Herbillon, 2015).**

I.6.4Autres utilisations industrielles

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

Chapitre II:

Généralité sur la salinité

II .1.Définitions du stress

Le stress est l'ensemble des perturbations physiologiques ou pathologiques provoqué dansun organisme par des agents biotiques (parasites, pathogènes) ou abiotiques (salinité,sécheresse, température, pollution,…etc.) **(Maarouf et Raynaud, 2007).**

La notion du stress biologique est le changement plusou moins brusque par rapport aux conditions normales de la plante, 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).**

II .2.Types de stress

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

II.2.1Biotique: imposé par les organismes vivants (insectes, herbivores,microorganismes,…etc.).

II.2.2Abiotique : provoqué par un défaut ou excès de l'environnement physicochimiquecomme la sécheresse, les températures extrêmes et la salinité**(vincent, 2006).**

II .3.Définition de la salinité

La salinité du sol et de l'eau constitue le problème majeur dans beaucoup des pays du monde. Elle est considérée comme le principal facteur abiotique qui limite la productivité végétale et le rendement agricole **(Bouassaba et Chougui, 2018).**

La salinité est une caractéristique naturelle des sols, mais la salinisation estparticulièrement 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 certaineconcentration, elle a par conséquent la dégradation des sols réduisant ainsi leursrendements.

II .4.Types de salinité

En général on distingue deux formes de salinité: Primaire et secondaire.

- **La salinité primaire** résulte de l'accumulation des sels dans le sol à travers un long processus naturel de dégradation des roches salines et des apports éoliens des sels des mers et océans.

- **La salinité secondaire** est d'origine anthropique, résultant des activités humaines, notamment l'irrigation avec des eaux chargées de sels **(Munns et *al*., 2006).**

II.5.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).**

II.6.1Effets de la salinité sur les plantes

Le stress salin a un triple effet sur la plante: 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 limite la productivité végétale**(Parida et Das, 2005).**

II.6.2La germination

La germination est régulée par des caractéristiques génotypiques mais aussi par les conditions environnementales et en particulier par la disponibilité de l'eau dans le sol et la présence de sels **(Gutterman, 1993 in Karoune, 2016).**

Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence du sel, la variation de l'équilibre hormonal **(Debez et *al*, 2001).**

La germination des plantes, qu'elles soient halophytes ou glycophytesest affectée par la salinité. Selon l'espèce, l'effet dépressif peut être de nature osmotique ou toxique :

- Les effets osmotiques : se traduisent par l'inaptitude 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.

- 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 in Karoune, 2016).**

II.6.3 Sur la croissance et le développement

La salinité est une contrainte majeure qui affecte la croissance et le développement desplantes**(Bouaouina et *al.*, 2000).**L'augmentation de la concentration en Na^+s'accompagne d'uneréduction de la concentration en $Mg2^+$, K^+, N, P et $Ca2^+$ dans la plante **(Levitt, 1980).**Cedéséquilibre nutritionnel peut causer des réductions de croissance en présence de sel lorsque desions essentiels deviennent limitant **(Soltani 1988 in : Haouala et *al.*,2012).**

D'après **El Youssfi (2013),**la croissance des racines peut être limiter égalementpar les effetsosmotiques du stress salin, de ce fait, lespossibilités d'absorption des éléments nutritifs du sol sera limité, la vitesse de l'expansion de lasurface foliaire sera réduite, ce qui peut conduire à l'arrêt de l'expansion si la concentration du sel augmente et diminuer la biomasse sèche et fraîche des feuilles, tiges et racines**(Chartzoulaqis et Glapaqi, 2000).**

II.7 Effets de la salinité sur le quinoa

Le quinoa présente une toléranceconsidérable à la salinité. Il utilise des mécanismes inédits pour obtenir une telle tolérance **(maughan et al.,2009).**D'après**Jacobsn**et***al.*, (2000),**cette plante augmente sa demande de potassium en cas de stress salin pour réaliser l'ajustement osmotique. Ceci est indiqué aussi par **Shabla et *al.*,(2003)**qui ont montré que les plantes cultivées dans une solution (400Mm de Nacl) avaient deux fois plus de potassium dans la sévefoliare sous des conditions non salines.

On dit de que le quinoa est un halophyte facultatif, c'est-à-dire quelle peut vivre enmilieu salé comme en milieu d'eau douce **(Herbillon, 2015).** Elle est capable d'accumuler des ions salins dans ses tissus afin d'ajuster le potentiel hydrique des feuilles. Cela lui permet de maintenir la turgescence cellulaire et de limiter la transpiration dans des conditions salines, évitant ainsi les dommages physiologiques que pourrait causer la sécheresse **(Lebonvallet,2008)**.

II.8 Stratégies adaptation à la salinité chez les plantes

La réponse au sel des espèces végétales dépend de plusieurs variables, commençant par l'espèce même, de sa variété, aussi de la concentration en sel, des conditions de culture et du stade de développement de la plante (**Benidire et *al.*, 2015**). La plante exposée à la contraint salin, déclenche des mécanismes de tolérance ou une réaction

d'adaptation lui permettant de faire face à cette nouvelle situation et poursuivre sa croissance **(Folwers, 2003**). Parmi ces mécanismes, nous citons :

II.8.1 Inclusion et compartimentation des ions

La compartimentation des ions entre les organes (racines/parties aériennes), les tissus (épiderme/mésophile), ou encore entre les compartiments cellulaires (vacuole/cytoplasme) .est l'un des mécanismes d'adaptation à la contrainte saline **(Ouerghi et *al.*, 1998).**

L'inclusion et la compartimentation sont la stratégie la plus efficace pour éviter la toxicité de Na^+ sur des sites métaboliques dans le cytoplasme **(Jebnoune, 2008 in Bouchouqhi.,2010).** La plante utilise en effet le sel pour ajuster la pression osmotique de ses cellules.Elle capte le sel qui parvient aux feuilles, au même titre que l'eau, par le mouvement ascendant de la sève dans les vaisseaux. A l'intérieur des cellules, le sel est alors stocké dans les vacuoles grâce à des systèmes de "pompes" moléculaires. Les vacuoles étant des compartiments fermés au sein de la cellule, le sel est ainsi isolé des constituantscellulaires vitaux **(Sentenac et Berthomieu, 2003).**Aussi, la vacuole se chargerait-elle en sodium grâce à l'actiond'un antiport sodium-proton Na+/H+, lequel serait entretenu par lefonctionnement accéléré des pompes à proton Na+/H+. L'existenced'un système d'échange Na+/H+ est largement signalée. Il est alors admis que c'est la performance de stocker le sel dans les parties aériennes qui est déterminante dans le niveau de toléranceau sel des espèces.

II.8.2 Exclusion des ions toxiques

L'autre stratégie permettant aux plantes de survivre en condition de stress salin consiste à exclure le sodium du cytoplasme vers l'extérieur de la cellule. Dans ce cas, les plantes limitent l'entrée des éléments salins et les rejettent dans le compartiment apoplasmique. L'exclusion commence avec la sélectivité de la membrane racinaire, ce qui peutrésulter d'une réduction de la perméabilité passive, de la présence de transporteurs sélectifs et d'un transport vers le milieu extérieur des ions déjà absorbés. L'exclusion du sodium est réalisée par l'action combinée d'une série de protéines detype SOS « saltoverly sensitive »**,** SOS1 qui est également un antiport Na+/H+ mais localisé au niveau de la membrane plasmique, joue un rôle primordial dans ce mécanisme d'exclusion de sodium vers le milieu extérieur **(Hanana et *al.*, 2011)**

.

II.8.3 Ajustement osmotique

L'un des principaux caractères physiologiques de tolérance aux contraintes du milieu est l'ajustement osmotique. Celui-ci est réalisé grâce à une accumulation de composés osmorégulateurs conduisant à une réduction du potentiel osmotique permettant ainsi le maintien du potentiel de turgescence. L'accumulation de ces composés a été mise en évidence chez plusieurs espèces végétales soumises à la contrainte saline. Cetteaccumulation varie dans de larges proportions suivant l'espèce, le stade de développement et le niveau de la salinité. Les différences d'accumulation des solutés (Acides amines libres, proline et sucres solubles totaux) entre les plantes témoins et les plantes soumises au stress salin sont très importantes **(Elmidaoui et *al.*,2007).**

Chapitre III:

Généralité sua la germination

III. Généralités sur la Germination

III.9.1.Définition

La germination est définie comme la somme des événements qui conduisent la graine sèche àgermer ; elle commence par la prise d'eau et se termine par l'allongement de l'axe embryonnaire **(Hopkins, 2003).**

La germination désigne l'ensemble des phénomènes par lesquels les plantules, en vie ralentie dans la graine mure, commence une vie active et se développe grâce à l'énergie contenue dans les réserves de la graine **(Maciejewski, 1991).**

La germination des graines est un phénomène naturel qui intervient lorsque des semences sont imbibées d'eau dans des conditions favorables de température, d'oxygénation et d'obscurité **(Baumgartner et Emonet, 2007).**

Selon **Labbe (2004),** la germination se traduit par une activation des activitésenzymatiques dans toutes les parties de la graine (embryon et tissus de réserve), conduisant à la croissance de l'embryon et à la constitution d'un germe.

III.9.2. Conditions de germination

L'induction de la germination n'est possible que si certaines conditions sont respectées :

III.9.2.1. Conditions externes

Eau : L'eauest évidemment indispensable et doit être disponible dans le milieu extérieur enquantité suffisante **(Helleret*al*, 2004).**Il dissout l'oxygène et lui permetd'atteindre l'embryon **(Chaux et Foury, 1994).** L'absorption de l'eau par la semences'effectue par osmose, au travers du tégument qui, lui-même, plus au moins cellulosique,en retient des quantités importantes **(Diehl, 1975).**

Oxygène : seul l'oxygène dissous dans l'eau d'imbibition est utilisé par l'embryon pour ces besoins métaboliques. Ce gaz étant très peu soluble dans l'eau.

La germination engage de nombreuses oxydations ; les semences germent dans l'eau courante seulement**(Diehl, 1975).**

Température : la température influe sur les activités enzymatiques, la perméabilité des membranes et l'entrée d'oxygène (**Mazliak, 1982**).

III.9.2.2.Conditions internes

Maturité : pour qu'une semence germe, il faut qu'elle soit mature et toutes les parties constitutives soient complètement différenciées morphologiquement **(Heller et *al.*, 1990)**

Longévité : c'est la durée pendant laquelle les semences restent vivantes et gardent leur pouvoir germinatif. La longévité varie selon les espèces, elle dépend des conditions de conservation, d'humidité et de température **(Heller et *al.*, 1990).**

III.9.3.Phases de germination

La germination débute par une intense absorption d'eau, dont la plus grande partie va àl'embryon, parallèlement, on assiste à une reprise de l'activité métabolique, traduite parune reprise de l'activité respiratoire.

On distingue trois phases de germination :

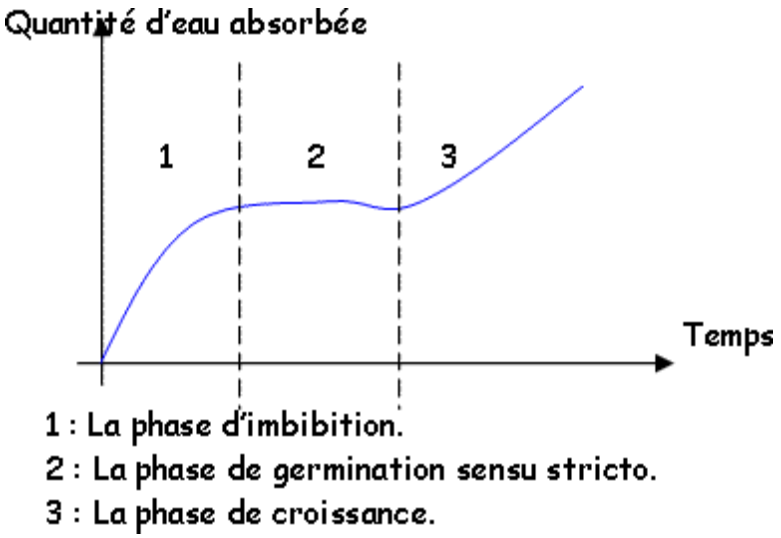

Figure1 : Courbe théorique de la germination

Phase I ou phase d'imbibition : elle correspond à une forte hydratation des tissus, accompagnée d'une élévation de l'intensité respiratoire **(Heller et *al*, 2000).**Elleimplique un mouvement d'eau dans le sens de potentiel hydrique décroissent **(Hopkins, 2003).** Cette entrée d'eau est accompagnée d'une augmentation de la consommation d'oxygène attribuée à l'activation des enzymes mitochondriales **(Anzala, 2006).**

Phase II(appelée aussi Phase de germination stricto sensu) : caractérisé par unestabilisation de l'hydratation et de l'activité respiratoire à un niveau élevé. L'imbibition par l'eau est suivie d'une activation générale du métabolisme de la graine **(Hopkins, 2003).** Durant cette phase, la graine peut être réversiblement

déshydraté et réhydraté sans dommage apparemment pour sa viabilité **(Heller et *al*, 2000).**

L'hydratation des tissus et des enzymes est totale. L'eau rend mobiles et actives lesphytohormones hydrosolubles en stock dans la graine. C'est le cas des gibbérellines qui sont véhiculées vers la couche à aleurone ou elles vont activer la synthèse d'hydrolases (telles que les α-amylases, les nucléases et les protéinases) nécessaires à la dégradation des réserves, à la division et l'élongation cellulaire **(Anzala, 2006).**

Phase III : caractérisé par une reprise de l'absorption d'eau et une élévation de laconsommation d'oxygène qui serait due aux enzymes néo synthétisées**(Anzala, 2006),** puis très rapidement, on assiste à une reprise des divisions etungrandissement cellulaire**(Hopkins, 2003).** A ce stade, la déshydratation des tissus cause la mort des semences.

La germination est terminée lorsque la radicule émerge les téguments de la graine.

III.9.4.Types de germination

III.9.4.1. Germination épigée

La graine est soulevée hors du sol par accroissement rapide de la tigelle qui donne l'axe hypocotyle qui soulève les deux cotylédons hors du sol. La gemmule se développe (après la radicule) et donne une tige feuillée au-dessus des deux cotylédons. Le premier entrenœud donne l'épicotyle. Les premières feuilles, au-dessus des cotylédons sont les feuilles primordiales qui sont d'une morphologie plus simple que les futures feuilles **(Heller et *al*.,1998).**

III.9.4.2. Germination hypogée

La graine reste dans le sol, la tigelle ne se développe pas et les cotylédons restent dans le sol **(Hellereta*l*., 1998).**

III.9.5. Obstacles à la germination

Les semences qui ne germent pas dans les différents conditions de milieu, sont des semences dite ‹‹dormantes››, et leur dormance peut concerner soit les téguments (inhibition tégumentaire), soit l'embryon (dormance au sens strict), soit les deux à la fois **(Soltner, 2001).**

III.9.5.1. Inhibitions tégumentaires

L'imperméabilité à l'eau ou à l'oxygène cause des dormances tégumentaires, c'est le cas des graines dures **(Soltner, 2001).**

III.9.5.2. Dormances embryonnaires

Il existe deux types de dormances embryonnaires : la dormance primaire où l'embryon peut être dormant au moment de la récolte des semences et la dormance secondaire dont laquelle l'embryon est capable de germer mais il perd cette aptitude sous l'influence des facteurs défavorables à la germination **(Chaussat et *al*, 1975).**

Partie Expérimentale

IV.1 Objectif de l'essai

Ce travaila pour objectif de déterminer les effets de la salinité sur certains paramètres de la germinationetpost-germination de quatre variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)soumises à des concentrations croissantes de chlorure de sodium (NaCl).

IV.2.Matériel végétal

Les graines de quinoa utilisées nous ont été remises par l'Institut Technique de Développement de l'AgronomieSaharienne de Hassi Ben Abdellah (Wilaya de Ouargla).L'expérimentation est portée sur ces quatre variétés de quinoa qui sont Giza1,Giza2,Q102et Santa maria**(figure1).**

Figure 2- Les graines de quinoa**(*Chenopodium quinoa* Willd.)**utilisées

Le (Tableau.2) donne quelques caractéristiques des variétés utilisées.

Tableau 2- **:** Identification des variétés utilisées

Identificateur	Code	Nom scientifique	Source	Lignée	Forme	Couleur
V1	Giza1	/	Egypte	Variété/ Population	Arrondie	Cémeclair et foncé
V2	Giza2	/	Egypte	Variété/ Population	Arrondie	Blanche-rouge
V3	Q102	*Amarilla Sacaca*	Pérou	Variété	Arrondie	Orange
V4	Santa Maria	/	Bolivie	Variété	Arrondie	Blanche-noir

Nos essais ont été conduits au niveau d **INRAA**

IV. 3. Méthodologie de travail

IV.3.1. Préparationdes graines

Avant d'utiliser les graines, nous avons pris le soin de les trier, et de les sélectionner selon leurs tailles et leurs couleurs. Elles ont ensuite été désinfectées par d'hypochlorite de sodium à 2 % pendant 3 min(**Prado et *al.*, 2000**) puis rincées plusieurs fois soigneusement avec l'eau distillée pour éliminer toute trace de chlore.

IV.3.2. Préparation des solutions salines

Nous avonspréparé quatre solutions salines à basedechlorure de sodium (NaCl) allant de 200 à 600 mM.

- ✓ **Solution 1 :** 11.67 g de NaCl / l ; équivalent à 200 mM de NaCl /l.
- ✓ **Solution 2 :** 23.34 g de NaCl / l ; équivalent à 400 mM de NaCl /l.
- ✓ **Solution 3 :** 35.01 g de NaCl / l ; équivalent à 600 mM de NaCl /l.

Ces concentrations sont choisies parce qu'elles sont proches des charges en sel des eaux utilisées pour l'irrigation région de **OuadRigh**

Figure 3- Solutions salines préparées

IV.3.3.Test de germination

Les tests de germination ont été effectués sous différentes concentrations de chlorure de sodium (NaCl) en comparaison avec le témoin qui est constitué de l'eau distillée uniquement. Les boites de pétris utilisés de 9 cm de diamètre et 1.5 cm d'épaisseur, ont été d'abord lavées à l'eau de javel, puis mises dans l'étuve pour les stériliser. Les boites ont été numérotées avec un marqueur permanant (figure 4) et sont tapissées de disques d'un papier filtre standard.

Nous avons mis 25 graines dans chaque boîte de Pétri ; qui sont ensuite, imbibés par quelques millilitres (suffisamment pour juste couvrir la graine) du traitement salin ou bien de l'eau distillée (figure 6).Pour chaqueessai, nous avonsutilisés75 graines. Et pour chaque variété nous avons utilisé 300 graines, donc la totalité des graines utilisé dans cette essaie sont 1200 graines.

- Chaque traitement est effectué trois fois.
- Les boites sont fermées pour éviter l'évaporation de l'eau,
- Les tests de germination ont été menés à l'obscurité dans un incubateur pour les cultures végétales réglé à 25°C pour une période de 7 jours,
- Les graines traitées ou biens les non traitées sont imbibées chaque fois que c'est nécessaire soit avec la solution saline ou l'eau distillée.
- Les graines germées ont quotidiennement été comptées, enregistrées, en utilisant comme critère la saillie de radicule de 2 mm hors des téguments de la graine**(Prado et *al.*, 2000).**

Figure.4: Préparation des boites pétri.

Figure .5: Mise en germination des graines

Figure.6: Boites de pétri ensemencées

IV.4. Paramètres étudiés

Pour la présente étude, différents paramètres sont étudiés dont : différents paramètres de germination (Evolution du taux de germination journalier, taux de germination final, la vitesse de germination, le coefficient de vélocité, le temps moyen de germination, et le temps pour 50% de germination), ainsi que la longueur de la radicule.

IV.4.1.Taux de germination

Ce paramètre constitue le meilleur moyen d'identification de la concentration qui présente la limite physiologique de germination des graines.

Le taux de germination est déterminéselon **Côme (1970)** par le rapport entre le nombre de graines germées (Ni)sur le nombre total des graines (Nt) selon la relation suivante :

$$TG\% = (Ni / Nt) \times 100$$

Avec :

- ✓ Ni : nombre des graines germées.
- ✓ Nt : nombre totale de graines utilisées
- ✓

IV.4.2.Taux de germination final

Ce paramètre constitue le meilleur moyen d'identification de la concentration saline qui présente la limite physiologique de germination des graines de quinoa **(Hajlaoui et *al*., 2007).** Le nombre de graines germées a été noté à la fin de l'expérience (7ème jour après semis).Il est exprimé selon la formule ci-dessous :

$$\boxed{\mathbf{TGF = NI / NT}}$$

Avec:

- ✓ NI: nombre de graines germées
- ✓ NT: nombre total de graines **(Côme, 1970).**

IV. 4.3.Vitesse de germination

La vitesse de germination permet d'exprimer l'énergie de germination responsable de l'épuisement des réserves de la graine. C'est la variation dans le temps des taux de germination dès l'apparition de la première pointe de la radicule d'une ou des graines jusqu'à la stabilité de la germination, s'exprimant par le taux de germination obtenu à un moment donné.

IV.4.4.Coefficient de vélocité

Le coefficient de vélocité est proposé par KOTOWSKI (1926) avec un temps moyen de germination (Tm).

$$\boxed{\mathbf{Cv} = (N1+N2+N3+ \ldots +Nn/N1T1+N2T2+N3T3+ \ldots +NnTn) \times 100}$$

Avec :

- ✓ N1 : Nombre de graines germées au temps T1
- ✓ N2 : Nombre de graines germées au temps T2
- ✓ N3 : Nombre de graines germées au temps T3
- ✓ Nn : Nombre de graines germées au temps Tn

IV. 4.5. Temps moyen de germination (t)

Le temps moyen de germination est déterminé d'après la formule suivante :

$$\text{Temps moyen de germination(en jour)} = \frac{N1T1+N2T2+N3T3+ \ldots\ldots +NnTn}{N1+N2+N3+ \ldots\ldots. +Nn}$$

Avec:

- ✓ N1 est le nombre de graines germées au temps T1
- ✓ N2 est le nombre de graines germées entre le temps T1 et le temps T2 etc... .
- ✓

IV. 4.6.Temps pour 50% de germination

C'est le temps nécessaire pour que 50% des graines testées germent (T50).

IV. 4.7.Longueur des radicules

Après avoir déterminé le nombre des graines qui ont germés, nous avons mesuré les longueurs des radicules à l'aide d'un pied à coulissele dernier jour.

Analysestatistique

A la fin, nous avonsprocédé à uneanalyse de la variance (ANOVA) à une variable au seuilα= 5% avec le logiciel XLSTAT 2014.

Chapitre V:

Résultats et discussion

Résultats

La détermination de l'effet du stress salin sur la germination et le premier stade de développement de la radicule a été étudiée chez quarte variétés de quinoa **(*Chenopodium quinoa* Willd.)**à travers quelques paramètres de germination, à savoir : l'évolution du taux de germination, le taux de germination final, la vitesse de germination,le temps moyen de germination, le temps pour 50% de germination et enfin,le coefficient de vélocité. Nous avons mesuré également la longueur de la radicule maximale.

V.5.1.Evolution des taux de germination

Le taux de germination, en conditions de stress salin, donne toujours une idée plus ou moins précise du comportement des variétés étudiées. La (figure7) présente les variations du taux de germination, en fonction des différentes variétés du quinoa étudiées (Q102, GIZA2,GIZA1 et *Santa Maria*) et en fonction de la concentration de NaCl**.**

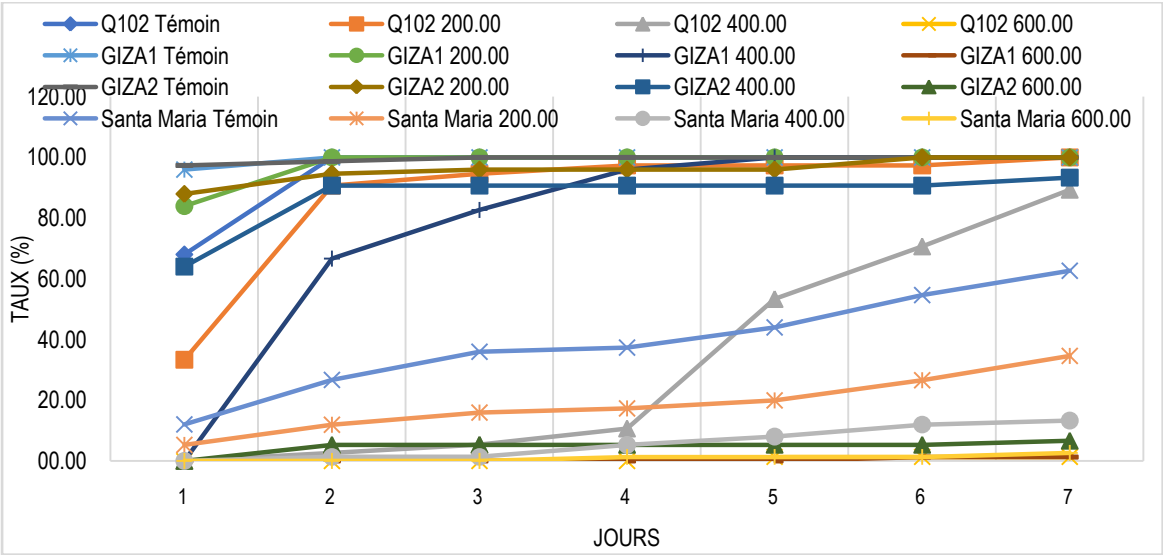

Figure 7 : Evolution du taux de germination en fonction des variétés et des Différentstraitements.

La lecture des courbes montre que la germination a commencé dès le premier jour pour les quatre variétés ; mais il y aune différence de capacité germinatif d'une variété à l'autre et en fonction du traitement. En effet, le taux de germination des graines imbibées uniquement par l'eau distillée (témoin) est plus élevé par rapport au graines traitées aux solutions salines. Le TG enregistré est respectivement de 97,96, 68 et 12% pour Giza 2, Giza 1, Q102 et SM. Cette dernière présente le taux le plus faible. Le stress à 200 Mm a affecté la germination, ainsi, le taux de germination à

légèrement baissée chez les deux variétés Egyptienne Giza 1 et 2 qui ont indiqué des valeurs de 84 et 88 et a réduit de moitié le taux chez les variétés Q102 (33,33%) et SM (5%).

Les deux autres traitements salins, 400 et 600Mm NaCl ont négativement affecté la germination, en effet, celle-ci est nulle pour les variétés Q10, Giza 1 et SM, sauf la variété Giza 2 qui a toléré germer sous 400 mM NaCl.

La germination des graines de quinoa est très rapide, ainsi le 2 -ème jours, les variétés Q102, Giza 1 et 2 ont atteint 100% de germination chez les témoins ; sauf la variété SM qui a doublé son taux pour atteindre 26%. Sous 200Mm NaCl, le taux de germination, est également élevé à 100% chez Giza 1et a dépassé les 90% pour Q102 et Giza2.

Les graines de Q102, Giza 1 et SM ont été stimulées par la concentration 400 Mm NaCl, ainsi Giza 1 a atteint 66,67%, contrairement à Q102 et SM qui ont montrées des valeurs très faibles 3 et 1,33%. Le taux le plus élevé est obtenu chez Giza 2 avec 90,67%.Sous 600 Mm NaCl, toutes les graines n'ont pas germé, sauf celles de Giza 2, qui ont indiquées un taux de 06,67%.

A partir du 3 -ème jour, l'allure des courbes montrent que le taux de germination évolue progressivement sous 200 et 400 Mm pour les variétés Q102, Giza 1 et 2 et SM pour arriver aux taux avoisinant les 100% pour Q101, Giza 1 et 2 le dernier jour.

Concernant la concentration la plus élevé en NaCl, nous remarquons qu'elle ralentie et retarde la germination, les graines ont germées à partir du 5-ème jour chez Q102, Giza 1 et SM tandis que les graines de Giza 2 ont germées dès le 2eme jours, avec un taux très faible ne dépassant pas 7%.

Nous notons une germination variable et élevée pour les variétés Q102, Giza 1 et 2, et très faible pour SM. La salinité 400 Mm ralenti le processus de la germination chez SM, et la concentration élevé a inhibée la germination des graines Q102, Giza1 et SM.

V.5.2.Evolution de taux de germination finale

Les résultats obtenus concernant le taux de germination finale des graines de *Chenopodium quinoa* Willd. sont représentées dans la (figure 8)

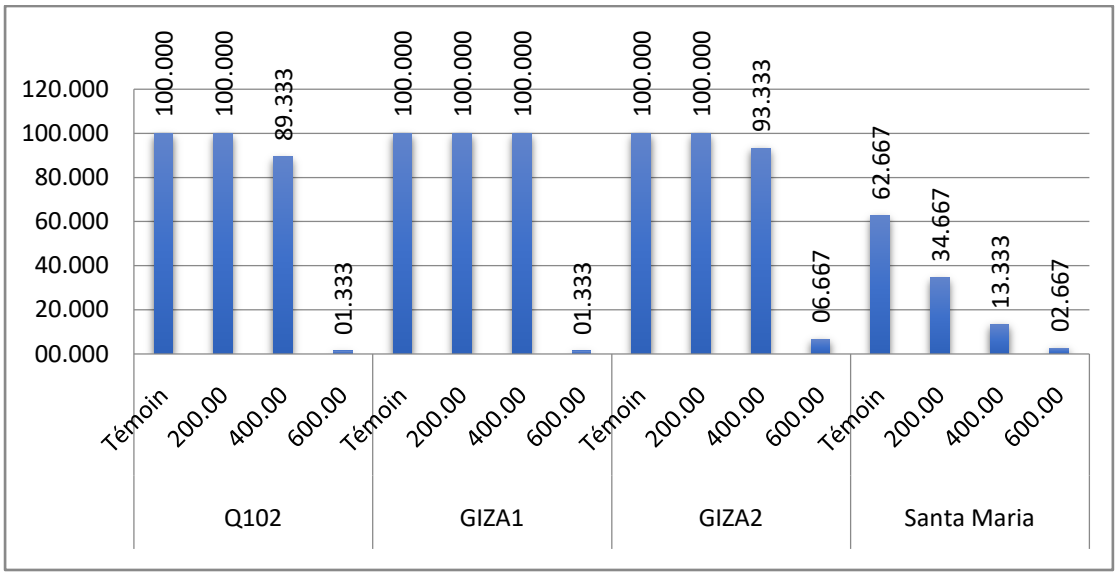

Figure 8 : Evolution du taux de germination final en fonction des variétés et des différents traitements

Il ressort d'après cette figure que le taux de germination final des graines imbibées à l'eau distillée (Témoin)et celles stressées à la concentration (200mM) a atteint 100% pour les trois variétés (Q102, GIZA1 et GIZA2). Par contre, le taux de germination final est de 62.667% chez les graines témoins de *Santa Maria*, il est le plus faible en comparaison aux autres variétés.

Le stress des graines à la concentration(400mM) a induit également une légère diminution du taux de germination chez les deux variétés Q102 et GIZA2 qui montrent des taux respectifs de 89.333% 93.333%. Chez la variété *Santamaria*, ce taux a brusquement chuté à 13.333%. Cette concentration n'a pas affecté la variété GIZA1, qui a enregistré un taux de germination final de 100%

Pour les grains qui sont traité par la concentration (600mM), on marque une forte diminution dans le taux de germination final qui sont de 01.333%, 01.333%, 06.667%, 02.667%) respectivement pourQ102, GIZA1, GIZA2 et S M par rapport aux graines témoins.

L'analyse de variance (tableaux 3 et 4)afait ressortir une différence hautement significative entre les différents traitements et entre l'interaction. Le test Tukey (HSD) a regroupé les variétés (GIZA1, GIZA2 et Q102) en un seul groupe homogène (A), alors que la variété *Santa Maria*se trouve seule dans le groupe (B)(annexe A tableau1).

Tableau 3: Analyse de la variance (Variable Taux de germination final%)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Modèle	15	85959.667	5730.644	573.064	< 0.0001
Erreur	32	320.000	10.000		
Total corrigé	47	86279.667			

Tableau 4: Analyse Type I Sum of squares (Variable Taux de germination final%)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Traitement 1	3	18275.667	6091.889	609.189	< 0.0001
Traitement 2	3	59238.333	19746.111	1974.611	< 0.0001
Traitement 1*Traitement 2	9	8445.667	938.407	93.841	< 0.0001

V.5.3.Évolution de la vitesse de germination

L'évolution de la vitesse de germination correspondant aux variations dans le temps de la vitesse de germination des grains de quinoa testées, témoins etcellestraitéesavec les solutionssalinesdeNaCl est indiqué dans la (figure9)

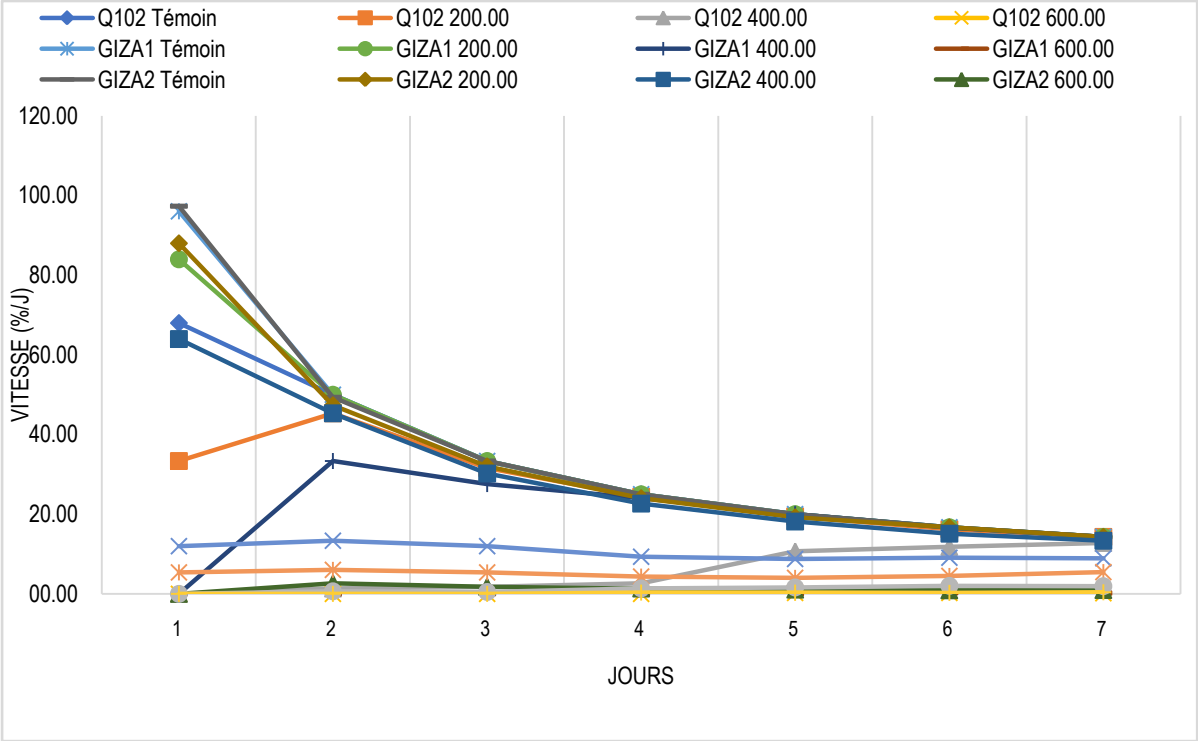

Figure 9: Evolution de la vitesse de germination en fonction des variétés et des différents traitements

La lecture de la figure fait ressortir que,contrairement à l'évolution des taux de germination, la vitesse de germination évolue en diminuant. Ainsi l'allure des courbes est identique à celle des taux mais inversée. On peut divisé les courbes en trois groupes : le premier groupe est celui dont la vitesse était très élevée depuis le début de l'expérience et diminue progressivement jusqu'à ce qui la vitesse devienne constante jusqu'à la fin de l'expérience ; le deuxième groupe est représenté par les graines qui ont une vitesse très faible au début , puis s'élève très rapidement puis se stabilise au bout d'un certain temps. Le dernière groupe est celui qui était stable depuis le début .

V.5.4.Coefficient de vélocité

Les résultats concernant le coefficient de vélocité sont présentés dans la (figure10)

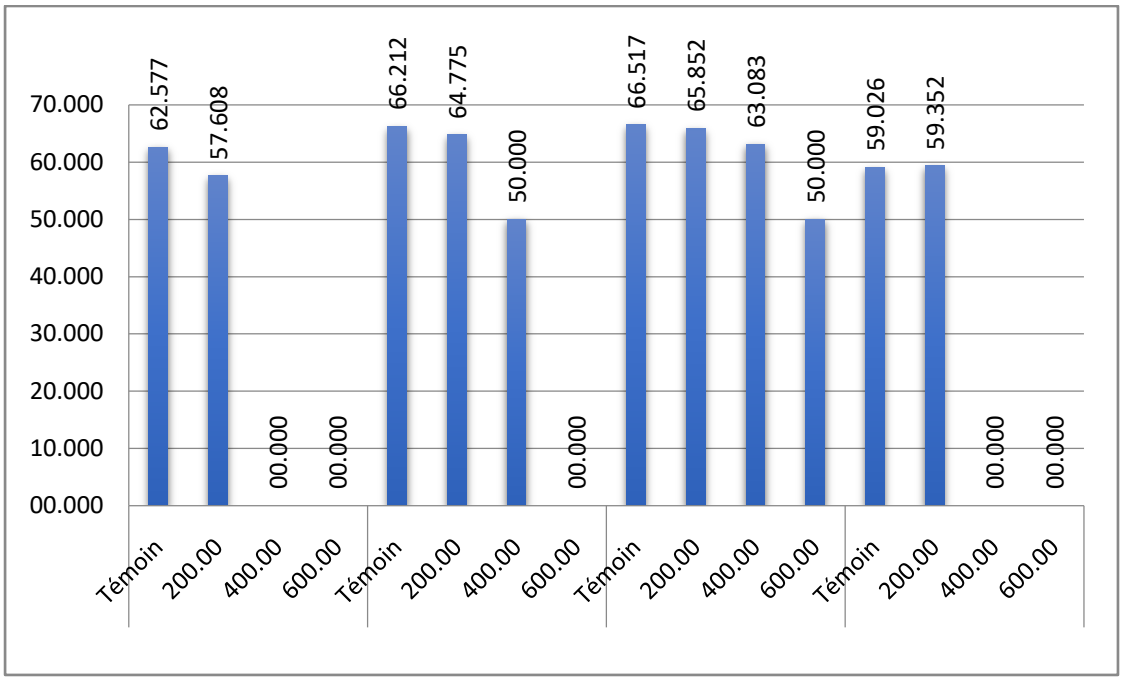

Figure 10 : Coefficient de vélocité en fonction des variétés et des différents traitements

Le coefficient de vélocité le plus élevé est enregistré chez les graines témoins chez la variété GIZA2 avec une valeur égale à 66.517%, ensuite, on marque une petite variation dans le coefficient pour les autres variétés dans la même concentration (témoin) égale à 66.212% pour GIZA1et 62.577%. Pour Q102, on note aussi une légère variation pourla concentration (200mM) dont les valeurs sont égalesà celles des témoins (65%) pour les deux variété GIZA1et 2 ; suivi par le lot des graines soumises aux concentrations(200mM) avec des coefficients de vélocité respectifs de 57.608% et 59.352% chez les deux variétés Q102 et *Santa Maria*.

Ce coefficient chute à 0% chez les graines soumises au traitement à 400mM et 600mM.A l'exception de la variété GIZA2 qui a enregistré un coefficient de vélocité égal à 63.083%et 50.00% respectivement aux concentrations 400mM et600mM.

L'analyse de variance montre qu'il y a une différence hautement significative entre l'essai en général et entre les différents traitements(Tableaux 5 et 6). Le test de Tukey (HSD) a permis de classer les traitements en trois groupes distincts(annexe A et tableau 2). Le premier groupe renferme les variété GIZA2 et GIZA1 alors que ledeuxième groupe est composé seulement du variété Q102 et enfin dans le dernier groupe setrouve la variété *Santa Maria* avec la valeur la plus faible.

Tableau5 : Analyse de la variance (Variable coefficient de vélocité)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Modèle	15	27376.195	1825.080	14.834	< 0.0001
Erreur	32	3936.981	123.031		
Total corrigé	47	31313.176			

Tableau6 : Analyse Type I Sum of squares (Variablecoefficient de vélocité)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Traitement 1	3	10153.955	3384.652	27.511	< 0.0001
Traitement 2	3	12229.999	4076.666	33.135	< 0.0001
Traitement 1*Traitement 2	9	4992.242	554.694	4.509	0.001

V.5.5.Temps moyen de germination (t)

Ce paramètre exprime le temps moyen de germination (t) pour les différentes concentrations. Les résultats sont illustrés dans la (figure 11)

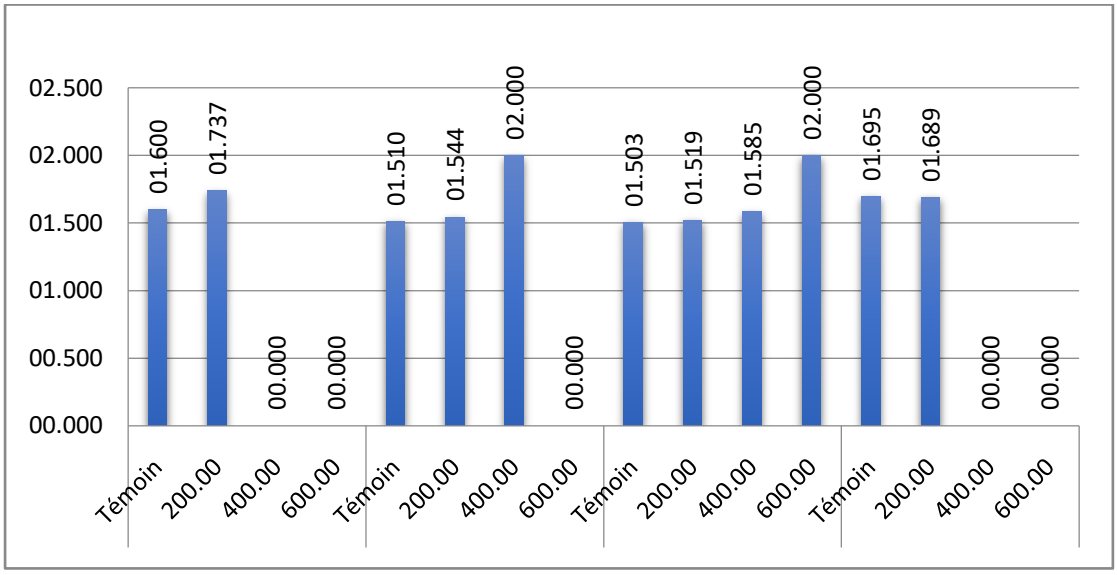

Figure 11: le temps moyen de germination (t) en joursenfonction des variétés et des différents traitements

Nous remarquons que le temps moyen de germination est entre 01.503j et 1.695j pour le témoin (0mM), par contre le temps moyen de germination des graines traitées par les solutions 200mMsont 01.737j , 01.510j, 01.519j, 01.689j .

Un temps moyen de germination de 02.000j et 01.585j est marqué pour les graines qui sont traité par solution (400mM)chez les variétés GIZA1et GIZA2. Par contre, le temps moyen de germination pour les deux variété Q102 et *Santa maria*, estnul.

Le temps moyen de germination des graines traitées à la solution saline 600mM est nul pour les trois variétés (Q102, GIZA 1 et *Santa maria*), de02.000jpour la variété GIZA2

Cependant, l'analyse de variance (Tableaux 7 et 8)montre qu'il n'y a aucune différence significative pour par rapport à l'essai et une différence non significative entre les différents (Pr = 0.211). Eneffet, le test de Tukey (HSD) les a regroupés en un seul groupe homogène(A)(annexe Aet tableau 3).

Tableau 7: Analyse de la variance (Variable Taux Moyen de germination(t) en jour)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Modèle	15	31481.594	2098.773	3.790	0.001
Erreur	32	17722.172	553.818		
Total corrigé	47	49203.767			

Tableau 8 : Analyse Type I Sum of squares (Variable Taux Moyen de germination(t) en jour)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Traitement 1	3	2848.255	949.418	1.714	0.184
Traitement 2	3	21429.667	7143.222	12.898	< 0.0001
Traitement 1*Traitement 2	9	7203.672	800.408	1.445	0.211

V.5.6.Temps pour 50 % germination (t ½)

Ce paramètre exprime le Temps pour 50 % germination (t ½) pour les différentes concentrations. Les résultats sont indiqués dans la(figure12).

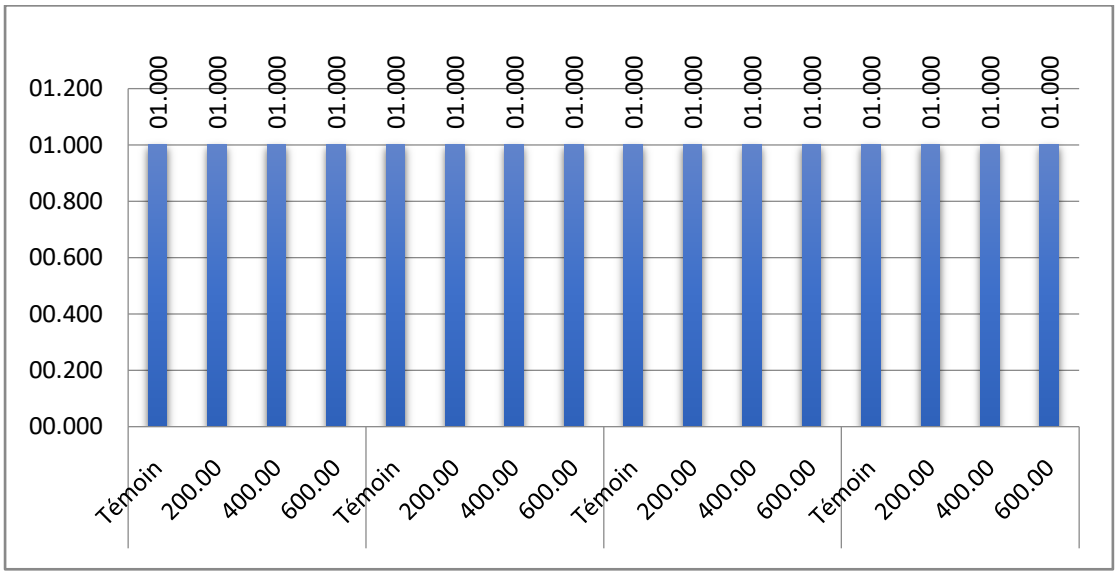

Figure 12: Temps pour 50 % germination (t ½) en fonction des variétés et des différents traitements

Les histogrammes montrentque le Temps pour 50 % germination (t ½)pour les différentes variété et concentrations correspond à 1j pour toutes les graines qui sont traitées ou non par la solution à différentes concentrations (0mM, 200mM, 400mM et 600mM).

Dans les (tableaux9 et 10),l'analyse de variance fait ressortir des différences très hautementsignificatives pour l'ensemble de l'essai et pour les différents traitements et leur interaction (< 0.0001). Le test de Tukey (HSD) a permis aussi de classer les variétés en quatre groupes. Le premier groupe(A) est composé de la variété Santa Maria avec la valeur la plus élevé. Le deuxième groupe (B) pour la variété Q102 suiviede la variété GIZA1 dans le groupe (C).Enfin dans le dernier groupe se trouve la variété GIZA 2 avec 2.50% de Temps pour 50 % germination (t ½)(annexe (A)et tableau 4).

Tableau 9 : Analyse de la variance (Variable Temps pour 50 % germination (t ½))

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Modèle	15	359.646	23.976	575.433	< 0.0001
Erreur	32	1.333	0.042		
Total corrigé	47	360.979			

Tableau 10: Analyse Type I Sum of Squares (Variable Temps pour 50 % germination (t1/2)) :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Traitement 1	3	136.563	45.521	1092.500	< 0.0001
Traitement 2	3	160.396	53.465	1283.167	< 0.0001
Traitement 1*Traitement 2	9	62.687	6.965	167.167	< 0.0001

V.5.7.Longueur de la radicule

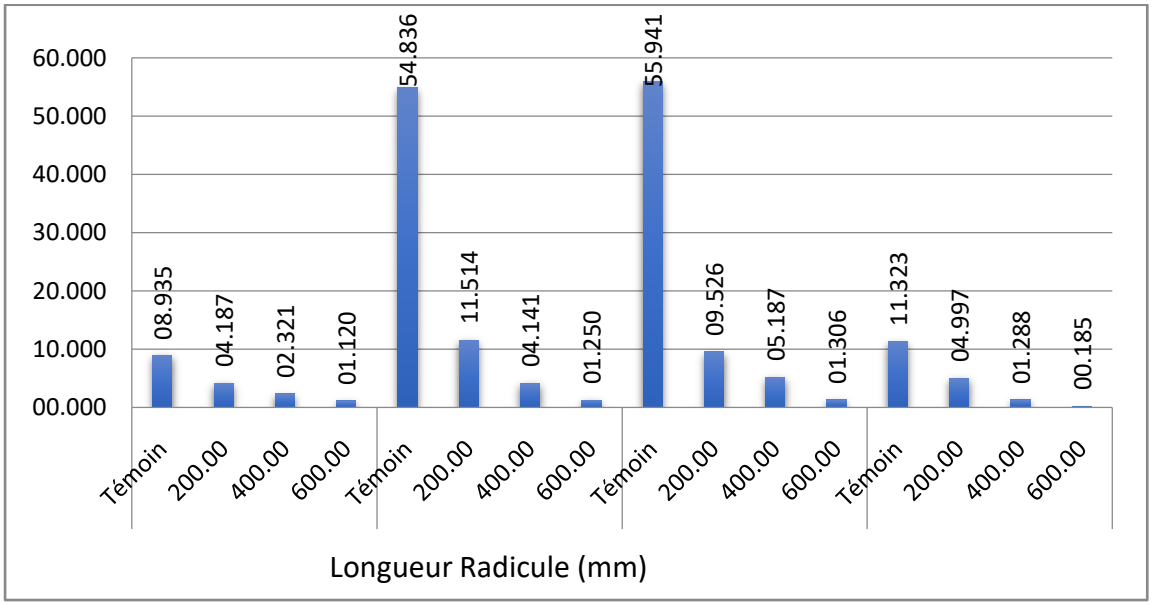

Figure 13: Variation de la longueur de la radicule en fonction des variétés et des différents traitements.

Les résultats obtenus pour la longueur de la radicule montrent que les variations de cette caractéristique se réalisent d'une manière dépendante de la nature des variétés étudiés, ces résultats indiquent que l'augmentation de la pression osmotique a affecté l'ensemble des variétés pour l'élaboration de ce paramètre.

Au niveau des graines témoins, les longueurs maximales obtenuessontde 54,836mmet 55.941 mm respectivement chez la variété GIZA1 et GIZA2, alors que les minimales sont de 8.935mm ,11.323mm pour les variétés Q102, et Santa maria.

Chez le lot des graines stressées à 200 Mm de NaCl, la longueur de la radicule diminue chez les quatre variétés étudiées.

Dans les lots des graines recevant la solutionsaline à 400 Mm, la longueur de la radicule diminue brusquement à 2.321mm,4.141mm,5.187mm et 1.288mm successivement pour Q102, GIZA1, GIZA2 et *Santa maria*.

Enfin concernant les graines traitées avec 600Mm, la longueur de la radiculeest très faible, elle est de 01.120, 01.250, 01.306 mm et 0.185mm pour Q102, GIZA1, GIZA2et *Santa maria* respectivement.

La variété SM s'avère la plus sensible relativement à l'expression de la longueur de la radicule.

Dans les (tableaux 11 et 12) l'analyse de la variance montrequ'ilyades différenceshautementsignificatives pour l'essai et l'ensemble des traitements appliqués. Le test Tukey (HSD)annexe A et tableau5) a regroupé les variétésGIZA1 et GIZA2 en un seul groupe homogène (A) avec les valeurs les plus élevée de la longueur de la radicule. Alors que les deux variété Q102 et *Santa Maria* se distingue dans le groupe (B) avec les valeurs les plus faibles.

Tableau 11 : Analyse de la variance (Variable longueur de radicule(mm))

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Modèle	15	14635.560	975.704	65.978	< 0.0001
Erreur	32	473.226	14.788		
Total corrigé	47	15108.786			

Tableau12 : Analyse Type I Sum of squares (Variable LongueurRadicule (mm))

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr> F
Traitement 1	3	2104.327	701.442	47.432	< 0.0001
Traitement 2	3	7286.006	2428.669	164.229	< 0.0001
Traitement 1*Traitement 2	9	5245.226	582.803	39.410	< 0.0001

V.6.Discussion

La germination des graines est un ensemble de processus métaboliques aboutissant à l'émergence de la radicule. Ce stade de développement est considéré comme une étape critique dans l'établissement des semis et la détermination d'une production agricole réussie **(Benidire et *al*., 2015).**

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 in : Camara et *al*., 2018)**

Notre étude a révélé un comportement variable vis à vis des différents traitements au chlorure de sodium appliquées chez les quatre variétés de graines.
Ainsi, il ressort que les graines qui proviennent de l'Egypte Giza1, Giza2 sontles plus tolérantes à la salinité, ceci estclairedans les résultats obtenus pour la plupart des paramètresdelagermination,en effet, les traitements 200mM et 400mM n'ont pas affecté le taux de germination, qui de 100%, il est identique à celui obtenu pour les graines qui ont été imbibés uniquement avec l'eau distillée. De même, la vitesse de germination a donnée des valeurs semblables aux valeur obtenus chez les grainesqui ne sont pas traitées 0mM (témoin) et celles qui ont reçues des concentrationsde

200mM, 400mM, il en est de même aussi pour le taux de germination final et la longueur de la radicule.Suiviensuite par la variété GIZA2 et Q102 et finalement la variété*Santa maria*qui est la variété la plus affecté négativement par la salinité et ceci pour l'ensemble des paramètres.

Les données de la littérature indiquent que la germination desgraines de la plupart des halophytes est optimale dans l'eau distillée et réduite sous salinitémodérée (250 mM) tandis qu'elle est inhibée avec l'accroissement de la salinité**(Lee et *al*.,2010).**

Sous stress au NaCl, le taux final de germination ne change pas beaucoup, mais le temps de germination s'allonge avec l'augmentation de la concentration du NaCl, des résultats similaires ont été observés chez de nombreuses espèces végétales **(Demir et *al*.,2003;Khajeh-Hosseni et *al*.,2003; Okcu et *al*.,2005; Kaya et *al*.,2006 ; Djerroudi ,2017).** Ces auteurs ontdémontré que le potentiel osmotique dû au NaCl affecte l'absorption de l'eau et le temps moyen de germination, mais pas le taux final de germination.

Suite aux résultats obtenus, nous avons montré que la concentration de NaCl dans les milieux influe sur le comportement germinatif qui se traduit par une diminution du taux de germination final.

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

Les graines de quinoa sont capables de germer dans un milieu enrichi en sel jusqu'à 600 mM pour les deux variétés ou il atteint jusqu'à(100%) pour GIZA1, GIZA2.

Nos résultatssont en accord avec ceux de **(Rjeibi et *al*., 2015)** qui ont travaillé sur l'effet de l'irrigation des eaux salées sur une culture de quinoa et ont montré que les graines de quinoa sont capables de germer dans un milieu enrichi en sel,

la variété GIZA est plus tolérantequeque la variété Q102 lorsque les graines sont traitées également avec du NaCl allant de 200 à 600 mM.

Plusieurs auteurs ont également rapporté le quinoa peut germer dans les conditions de stress élevé **(Ruiz-Carrasco et *al.*,2011 ; Brakez, El Brik et *al.*, 2013).**Toutefois la réponse de quinoa au stress salin est variable, elle est fonction des concentrations étudiées.

Cette capacité de germer en présence de sel a été expliquée par **(Koyroet Eisa, 2008)** par le faitde la présence du péricarpe qui recouvre la graine qui joue le rôle d'une barrière pour éviter le passage des ions toxiques à l'intérieur de la graine. Jusqu'à 400 $mM.l^{-1}$, la germination du quinoa n'à pas été très affectée par la salinité et le taux de germination est resté comparable à celui enregistré avec le témoin (T0). Toutefois le coefficient de vitesse était réduit même à des concentrations faibles desalinité.

González et Prado (1992) ont trouvés des pourcentages de germination des graines traitées au sel non significatives entre 0 et 200 mM d'NaCl bien que, le temps de germination estretardé avec l'augmentation de la salinité sous 300-500 mM ce qui ne concordent pas avec nosrésultats trouvés chez la variété GIZA1 et GIZA2 qui indiquent des valeurs identiques de taux de germination et dutaux de germination final desgraines traitées au NaCl et celles non traitées(témoin).

D'autre part, les résultats obtenus chez la variété Q102 et *Santa Maria* sont en accord avec ceux de **Ruiz-Carrasco et *al.,(*2011)** qui ont étudiés l'effet des différentes concentrations de sel (0mM,150mM et 300mM de NaCl) sur des génotypes chiliens de quinoa, ils ont également indiqué une diminutionsignificative de taux de germination sous forte concentration (300 mM). De même, **(Delatorre-Herrera et Pinto (2009) ; Hariadi et *al.,(*2011)** ont observés un effet inhibiteur significatif dela germination des graines de quinoa sous 400 mM et 600mM de NaCl.

Cependant le temps moyen de la germination enregistré n'a pas monté de différence entre les variétés en fonction d'augmentation de concentration en sel.

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 augmenté avec l'ajout de NaCl et cette augmentation a été d'autant plus importante que laconcentration en sel est élevée.

Nos résultats sont en accord avec ceux de **Cokkizgin (2012)** qui a rapporté 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.

La vitesse de germination, estproportionnellement inversée par rapport à la concentration en sel ; elle diminue avecl'augmentation de la concentration en NaCl.

La variété santa maria donnes les valeurs les plus faible pource paramètre.

Ce retard pourrait être dû selon **Prado et *al*., (2000)** à l'altération desenzymes et des hormones qui se trouvent dans la graine. Il pourrait s'agir également d'unedifficultéd'hydratation des graines suite à une pression osmotique élevée entrainant unecertaine inhibition des mécanismes aboutissant à la sortie de la radicule hors des téguments etpar conséquent un retard de germination des graines.

Les résultats obtenus de la longueur des radicules montrent que leur croissance est réduite, et cette réduction s'accentue par l'augmentation du niveau du stress salin, et aussi en fonction de la variété.

Une telle situation pourrait s'expliquer par le fait que le stress salin peut conduire à l'altération des processusmétaboliques de la croissance dû à l'effet toxique d'excès d'ions Na^+ et Cl^-, ce qui affecte considérablement la croissance du système racinaire **(Hajlaoui et *al*., 2007).**

Finalement pour la longueur de la radicule nous avons notéune différence pour ce paramètre de croissance, par contre pourles autre paramètre (taux de germination final et coefficient de vélocité). Les résultats montrent que la variété *Santa maria* est la variété la plus sensible au sel mais pour ce paramètre l'analyse de variance regroupe la variété santa maria et la variété Q102 dans le même groupe c’estàdire l'effet de sel impacte négativement sur les deux variétés. Ainsi, on peut dire qu'il est possible que l'effet de sel n’apparaisse pas au stade de la germination, mais elle affecte le stade de croissance.

Références bibliographiques

Conclusion

Les problèmes de la salinité prennent une ampleur considérable dans le monde et enAlgérie, en parallèle la gestion connait de plus en plus d'innovations qui s'appuient sur des recherches. Dans ce contexte, la recherche des espèces et cultivars adaptés à cette contrainte dans les zone arides et semi arides est envisagé.

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

Cette étude expérimentale a été entreprise dans les conditions de laboratoire dans l'objectif est d'évaluer l'action du chlorure de sodium(NaCl) à différentes concentrations (0, 200mM, 400mM et 600mM) sur quelques paramètres de la germination et la longueur de la radiculede quatre variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd)à savoir : GIZA1, GIZA2, Q102 et *Santa Maria*.

Les résultats obtenus dans cette étude montrent que la réponse du quinoa aux conditions de stress salin au stade de la germination dépend du génotype, de la concentration en NaCl dans le milieu et du paramètre respectif.

La germination et la croissance des graines sont des facteurs clés de la vie d'une plante, surtout enprésence de certains facteurs limitantscomme le sel. Le stress salin a induit une diminution de tous les paramètres étudiés, et cette baisse augmente au fur et à mesure que l'intensité du sel est sévère, en effet, le traitement 600 mMà affecté la germination et la croissance de la radicule en raison de l'effet toxique de Na^+ et Cl^- D'une manière générale, les graines traitées avec les concentrations 0mM et 200mM ont montré un effet globalement positif sur le processus de germinationpar contre, l'augmentation de concentration pourrait provoquer des effets négatifs ou toxiques.

A la lumière des résultats obtenus au cours de ce travail, il nous a été crucial de tirer les points suivants :

- L'aptitude à la germination de l'ensemble des génotypes est élevée dans le milieu qui ne contient pas du sel. La réponse au stress salin chez les quatre variétés étudiées de quinoa révèle l'existence d'une grande variabilité pour tous les paramètres mesurés.
- La capacité germinative et la vitesse de germination des variétés étudiées sont touchées et elles diminuent avec l'augmentation de la concentration en NaCl ajouté.

- La longueur des radicules n'évolue pas de la même façondans les différentes concentrations. Certaines variétés sont plus rapides et vigoureuses dans leurs développements, ce qui est le cas avec la variété GIZA1et GIZA2.

En effet les variétés étudiées se sont montrées résistantes à la salinité avec uncomportementvis-à-vis des différents paramètres qui diffère d'une variété à autre. Les meilleures et les plus résistantes quant à la majorité des paramètres étudiées (taux de germination, T50) sont GIZA1 et GIZA2 suivie de Q102. En revanche la variété *Santa maria* s'est montré plus sensible àl'action du NaCl.

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

Références bibliographiques

Référence :

1. **Ville L,1872**Exploration géologique du Béni-M'Zab, du Sahara et la région des steppes de la province d'Alger. Impr. Natio., Paris, 540 p.
2. **Adolf V. I., S. E. Jacobsen and S. Shabala, 2013.** Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa*). Env. Exp. Bot. 92:43-54.
3. **Aggon K. 2017.** Effet de la date de semis sur le comportement de la culture de quinoa *(chenopodium quinoa willd.)*dans la region de Biskra. Biskra: Mémoire de master,universitéMohamedKhiderBiskra. Américaine par SERGE R. Ed. De Boeck ; p. 66-81 ; 309-362.
4. **Anzala F. J, 2006**.Contrôle de la vitesse de germination chez le maïs (*Zeamays*) : étude de la voie de biosynthèse des acides aminés issus de l'aspartate et recherche de QTLs. Thèse de doctorat ; Université d'Angers ; 148p.
5. **Baumgartner M. et Emonet E., 2007.** Les graines germées. Haute école de santé Genève. Filière Diététique
6. **Bayuelo-Jimenerz J. S., Craig R., Lynch J. P., 2005**. Seed physiology, production and technology. CropSci. 42 1584 p.
7. **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. (Effect of salt stress on germination and seedling of Vicia faba L.). *Journal of Materials and Environmental Science*, *6*(3), 840-851.
8. **Bouaouina S., Zid E., Hajji M., 200.**Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (Triticumturgidum L.) .CIHEAM – Options Méditerranéennes. pp.-2.
9. **Bouassaba K., Chougui S. 2018.** Effet du stress salin sur le comportement biochimique et anatomique chez deux variétés de piment (*CapsicumAnnuum*L.) à Mila /Algérie. EuropeanScientific Journal. 14: 159-174
10. **Bouraoui N, Grignon C, Zid E. 2002.** Effet de NaCl sur la croissance et la respiration racinaire du triticale (XTriticosecaleWittmack). *Cahiers Agricultures,* vol 10,2002) , pp 372-6.

11. **Brakez, M., Harrouni, M. C., Tachbibi, N., & Daoud, S. (2014).** Comparative effect of NaCl and seawater on germination of quinoa seed (Chenopodium quinoa willd). *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 1091-1096.
12. **Camara, Brahima, et al(2018)."**Effet du stress salin sur la germination des graines de trois légumineuses (*Phaseolusvulgaris*, *Glycine max* et *Vignaunguiculata*)." *Journal of Applied Biosciences* 124: 12424-12432

13. **Chartzoulakis K., Klapaki., (2000).** Response of tow greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. Scientia Horticulture, 86. PP 247-260.

14. **Chaussat R, LE Deunff Y., 1975:** Micro flora and seed deterioration in viability of seed. éd.Chapman and Hall Londres, 59-93.

15. **Chaux C. et Foury C., 1994.** Maitrise des facteurs de production, qualité et traitement des semences, mise en culture par semis en place in Production légumière. Tome 1- Généralité. Tec et Doc. Lavoisier. pp277-431-445.

16. **Cokkizgin A., (2012).** Effects of lead (PbCl2) stress on germination of lentil (Lens culinaris Medic.) lines. Afr J Biotechnol 9(50):8608-8612.

17. **Del Castillo C., Gregory M., Winkel T., 2008**. Le Quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente « bio-équitable ». Biotechnol. Agron. Soc.Envion., 12(4) : 421-435

18. **Delatorre Herrera J, Pinto M., (2009).** Importance of ionic and osmotic components of salt stress on the germination of four quinua (Chenopodium quinoa Willd.), selections. Chilean Journal of Agricultural Research 69 (4), 477–485.

19. **Diehl R., 1975**. Agriculture générale : Technique saisonnière de la production

20. **Djerroudi O., (2017).**Caractérisation morpho- physiologique d'une halophyte, atriplex, aux conditions arides.Thèse de doctorat. Univ. Oran 1Ahmed Ben Bella. Pp164.

21. El Midaoui M, Benbella M, Aït Houssa A, Ibriz M et Talouizte A., 2007. Contribution à l"étude de quelques mécanismes d"adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé *(Helianthusannuus L.*) *Revue HTE* **136** : 29-34.

22. **EL youssfi L., (2013).** Durabilité d'un système de cultures non conventionnel irrigué par les eaux usées traitées dans la région d'Agadir. Thèse de doctorat : Environnement. Ecole nationale des sciences appliquées d'agadir, 181p.

23. **Flowers TJ, Galal HK, Bromham L., 2010.** Evolution of halophytes: multiple origins of salt tolerance in land plants. Funct Plant Biol 37:604–612

24. **Gandarillas H. (1979).**Botánica. In : Tapia M.E., Gandarillas H., Alandia S., **Cardozo A., MujicaA.,Ortiz R., *et al*.**, editors. *La quinua y la kañiwa:cultivosandinos*. Bogotá,Colombia, CentroInternacional de Investigaciones para el Desarrollo (CIID), InstitutoInteramericano de CienciasAgricolas (IICA), 20-44.
25. **Glenn, E.P., Anday, T., Chaturvedi, R., Martinez-Garcia, R., Pearlstein, S., Soliz, D., Nelson, S.G. &Felger, R.S. (2013).** Three halophytes for saline-water agriculture: An oilseed, a forage & a grain crop. Environmental&ExperimentalBotany, 92:110-121

26. **Gonzalez J.A., Prado F.E., 1992.** Germination in relation to salinity and temperatureinChenopodium quinoa (Willd.), Agrochimica (Italy) 36 (1–2), 101–107.

27. **Hajlaoui, H., Denden, M., &Bouslama, M. 2007.** Etude de la variabilité intraspécifique de tolérance au stress salin du pois chiche (Cicer arietinum L.) au stade germination. *Tropicultura,25*(3), 168-173.

28. **Halitim A., 1985.** Contribution à l'étude des sols des zones aride (hautes plaines steppiques d'Algérie). Morphologie, distribution, et rôle des sels dans la genèse et le comportement des sols. Thèse Doct. Etat, Université de Rennes, Rennes, 383 p.
29. **Hanana M., Hamrouni L., Cagnac O**., Blumwald E .2011. Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes. NRC ResearchPress, Dossiers environ. Vol. 19,121-140 pp.

30. **Heller .R ,Esnault . S et Lance.C . 1990.** physiologie végétale , Masson paris p16
31. **Heller R., Esnault R. et Lance C., 2000.** Physiologie végétale II. Développement. Ed Dunod. Paris. pp64-260

32. **Heller R., Robert E., Claude L., 1998.** Physiologie végétale. 1 Nutrition

33. **Heller R;Esnaultr R et Lance C., 2004** - Plant Physiology 1 Tome I

34. **Herbillon M. 2015.** Le quinoa : intérêt nutritionnel et perspectives pharmaceutiques. Thèse de doctorat d'état, université de Rouen U.F.R de médecine et de pharmacie, 127p

35. **Hopkins W. G., 2003** – Physiologie végétale. Traduction de la 2éme édition

36. **Jabnoune M., 2008-** adaptation des plantes au stress Salin : caractérisation de la transporteur de sodium et potassium de la famille HKT chez le riz .Thèse doctorat, univ Montpellier II

37. **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

38. **Jyoti G., Chanu H. 2018.** Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) – The forgotten golden grain. International journal of food and nutritional sciences. Vol. 7 N°1, http:/www.ijfans.com/currentissue.php
39. **Koyro, H.-W., &Eisa, S. S. (2008).** Effect of salinity on composition, viability and germination of seeds of Chenopodium quinoa Willd. Plant and Soil, 302(1-2), 79-90.

40. **Labbe M., 2004.** Ces étonnantes graines germées. Auvers sur oise : Labbé. Revues succinctes de livres et d'essais (critiques).

41. **Lee S., Kim S.G. et Park C.M., (2010).**Salicylic acid promotes seed germination under high salinity by modulating antioxidant activity in Arabidopsis. New phytol188 : 626-637.

42. **Levitt J., 1980.** Responses of Plants to Environmental Stresses: Water, Radiation, Salt, and other stresses. AcademicPress, New York, pp. 365-488.

43. **Maciejewski J., 1991**. Semences et plantes ; Agriculture d'aujourd'hui. Tec

44. **Mallek E. 2001**. Influence de la salinité sur certains aspects physiologiques et métaboliques de la tolérance au sel de tomates sensibles et résistantes. Thèse de doctorat en UFR de biologie. Paris : Science de la Nature.

45. **Mallek-Maalej E, Boulasnem F, BenSalem M.2004**. Effet de la salinité sur la germination de graines de céréales cultivées en Tunisie. *Cahiers Agriculture*, vol 12,Pp 153-6.

46. **Masters, D.G., Benes, S.E. & Norman, H.C. (2007).** Biosaline agriculture for forage and livestock production. Agriculture, Ecosystems and Environment, 119(3-4):234-248.

47. **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) genehomoeologs in quinoa (Chenopodium quinoa willd.). Genome. Vol. 52. Pp. 647-657.

48. **Mazliak, P.1982.** Croissance et développement. physiologie végétale II. Hermann ed., Paris . Collection Methodes , 465p.mécanisme de tolérance des plantes au sel. UMR Biochimie et physiologiemoléculaire des plantes (Unité mixte Ecole nationale supérieure agronomique de Montpellier /Université/CNRS/ INRA) Service Presse INRA. 34p.

49. **Mujica A., Izquierdo J., Marathee J.P. (2001)**. Origen y descripción de la quinua. In : MujicaA.,Jacobsen S. E., Izquierdo J., Marathee J. P. y FAO, editors. *Quinua (Chenopodium quinoa Willd.):ancestralcultivoandino, alimento del presente y futuro*. CIP, UNAP. FAO, CD CultivosAndinos,version 1.0. Santiago, Chile

50. **Munns R., James R. A., Lauchli A. 2006.**Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. J. Exp. Bot, 27: 1025-1043
51. **Nichols, P.G.H., Malik, A.I., Stockdale, M. &Colmer, T.D. (2009).** Salt tolerance and avoidance mechanisms at germination of annual pasture legumes: importance for adaptation to saline environments. Plant and Soil, 315(1-2):241.
52. Nutrition. Dunod, Paris, Pages: 350.

53. **Okcu G, Kaya MD, Atak M. 2005**.Effects of Salt and Drought Stresses on Germination and Seedling Growth of Pea (Pisumsativum L.). Turk J Agric. VOL(29): 237-242.

54. **Ouerghi Z, Zid E, Hajji M Et Soltani A., 1998.** Comportement physiologique du blé dur (*Triticumdurum*L.) en milieu salé. *CIHEAM - Options Méditerranéennes* :309- 31.

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

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

57. **Rjeibi W., Kahlaoui B., Hachicha M. 2015.** Effet de l'irrigation des eaux salées sur une culture de quinoa réponses du quinoa aux contraintes hydriques. Editions universitaires européennes, 138p

58. **Ruiz-Carrasco K, Antognoni, F, Coulibaly A.K, Lizardi S, Covarrubias A, Martinez E.A, Molina- Montenegro M.A, Biondi S, Zurita-Silva A., (2011).**Variation in salinity tolerance of four lowland genotypes of quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) as assessed by growth, physiological traits, and sodium transporter gene expression. Plant Physiology and Biochemistry 49, 1333–1341.

59. **Shabala S., Hariadi S.E., 2013.**Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differentail control of wylem Na loading and stomatal density. Journal of plant physiology . Vol. 170. Pp. 906-914 .

60. **Soltner D., 2001** - Les bases de la production végétale. Tome III la plante et son amélioration, 3ème édition Paris, 189p.

61. **Tremblin, G. (2000).** Comportement auto-écologique de Halopeplisamplexicaulis: plante pionnière des Sebkhas de l'Ouest algérien. Science et changements planétaires/Sécheresse, 11(2), 109-116. végétale. 2eme édition. pp 275- 286- 290.

ANNEXES

Annexe (A)

Tableau 1 :Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le taux de germination final :

Modalité	Moyenne	Groupes	
GIZA1	75.333	A	
GIZA2	75.000	A	
Q102	72.667	A	
Santa Maria	29.333		B

Tableau 2:Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la coefficient de vélocité

Modalité	**Moyenne**	**Groupes**		
GIZA2	54.737	A		
GIZA1	44.678	A		
Q102	29.493		B	
Santa Maria	16.559			C

Tableau 3:Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le Taux Moyen de germination(t) en jour

Modalité	**Moyenne**	**Groupes**
Santa Maria	20.958	A
Q102	19.803	A

GIZA1	18.715	A
GIZA2	2.130	A

Tableau4 :Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle deconfiance à 95% pour le Temps pour 50 % germination (t ½)

Modalité	Moyenne	Groupes			
Santa Maria	6.750	A			
Q102	3.917		B		
GIZA1	2.750			C	
GIZA2	2.500				D

Tableau5 :Tukey (HSD)/Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la longueur de la radicule (mm)

Modalité	Moyenne	Groupes	
GIZA1	19.802	A	
GIZA2	19.736	A	
Santa Maria	6.790		B
Q102	6.273		B

Effets de salinité sur la germination et la post-germination de quatre variétés de quinoa*Chenopodiumquinoa* Willd.

Résumé : Ce travail a pour objectif d'étudier l'effet du stress salin sur la germination et la post-germination de quatre variétés de quinoa (***Chenopodium quinoa* Willd.)** (*Santa maria*, GIZA1, GIZA2 et Q102) introduites dans la région de Ouargla. L'étude a été réalisée dans le laboratoire de de la station de recherche de Sidi Mehdi -Touggourt à une température de 25 °C.Les graines ont été mises à germer dans des boites de pétri et ont été imbibées avec des concentrations croissantes de solution de chlorure de sodium 0, 200, 400 et 600 Mm pendant de 7 jours. Plusieurs caractéristiques liées à la germination (taux de germination quotidien et final, vitesse de germination, Coefficient de vélocité etc...) ont été enregistrées. La longueur de la radicule a été mesurer le dernier jour de la germination.
Les résultats obtenus montrent que la réponse des graines au stress salin varie en fonction de l'intensité du stress et de la variété en question. Le sel réduit considérablement le taux de germination et la longueur de la radicule, néanmoins, il apparait que les génotypes GIZA 1 et 2 sont plus tolérants au stress salin sévères que la variété Q102. Santa maria est par contre la variété la plus sensible.
Les variétés tolérantes présentent un intérêt certain pour les programmes d'amélioration variétale pour la tolérance au sel. Elles pourraient être proposer pour valoriser les zones salines.
Mots clés : Quinoa, chlorure de sodium, stress salin, germination, variétés.

تأثير الملوحة على إنبات أربعة أنواع من الكينوا*Chenopodium quinoa*وما بعد الإنبات

الملخص: يهدف هذا العمل إلى دراسة تأثير الإجهاد الملحي على إنبات وبعد إنبات أربعة أنواع من الكينوا (Santa Maria *Chenopodium quinoa*Willd.)، GIZA1، GIZA2والكينوا (Q102) التي تم إدخالها في منطقة ورقلة. خارج مختبر فسيولوجيا النبات عند درجة حرارة 25 درجة مئوية. نبتت البذور في أطباق بتري وتم نقعها بتركيزات متزايدة من محلول كلوريد الصوديوم 0 و 200 و 400 و 600 م لمدة 7 أيام عدة خصائص تتعلق بالإنبات (معدل الإنبات اليومي والنهائي ، سرعة الإنبات ، معامل السرعة ، إلخ ...) حيث قمنا بتسجيل طول الجذر في اليوم الأخير من الإنبات. كما أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن استجابة البذور للإجهاد الملحي تختلف باختلاف شدة الإجهاد والصنف المعني. حيث يقلل الملح بشكل كبير من معدل الإنبات وطول الجذور، ومع ذلك، يبدو أن الصنف GIZA 1 و 2 أكثر تحملاً للإجهاد الملحي الشديد م قارنةبالصنف Q102 . من ناحية أخرى، تعتبر سانتا ماريا أكثر الأنواع حساسية. الأصناف الم قاومة للملوحة تمتلك أهمية كبيرة من حيث برامج تربية النباتات المقاومة للملوحة كما . يمكن اقتراحها لتحسين المناطق المالحة.

. **الكلمات المفتاحية**: كينوا ، كلوريد الصوديوم ، إجهاد الملح ، إنتاش ، أصناف

Effects of salinity on germination and post-germination of four varieties of quinoa *Chenopodium quinoa*Willd.

Abstract : The objective of this work is to study the effect of salt stress on germination and post-germination of four varieties of quinoa (*Chenopodium quinoa*Willd.) (*Santa maria*, GIZA1, GIZA2 and Q102) introduced in the Ouargla region. The study was carried out in the laboratory of the research station of Sidi Mehdi -Touggourt at a temperature of 25 °C. Seeds were germinated in petri dishes and were soaked with increasing concentrations of sodium chloride solution 0, 200, 400 and 600 Mm for 7 days. Several characteristics related to germination (daily and final germination rate, germination speed, velocity coefficient etc.) were recorded. The length of the radicle was measured on the last day of germination. The results obtained show that the response of seeds to salt stress varies according to the intensity of the stress and the variety in question. Salt considerably reduces the germination rate and the length of the radicle, nevertheless, it appears that the genotypes GIZA 1 and 2 are more tolerant to severe salt stress than the variety Q102. Santa maria is on the other hand the most

sensitive variety. Tolerant varieties are of great interest for breeding programs for salt tolerance. They could be proposed to valorize saline areas.

Key words: Quinoa, sodium chloride, salt stress, germination, varietie