

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة محمد بوضياف – المسيلة
Université Mohamed Boudiaf - M'Sila

FACULTE SCIENCES
DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES
N° : 21/DSA/VCDPGR/2023



DOMAINE : SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
FILIERE : SCIENCES AGRONOMIQUES
OPTION : PRODUCTION VEGETALE

Mémoire présenté pour l'obtention
du diplôme de Master Académique

par: **BELHADJ Ikram** et **ABDALLAHOUM Alliaà**

Intitulé

Effet du stress salin et étude du comportement
variétal du quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild)

Soutenu devant le jury composé de:

M. GUENDOUZEN Omar	MAA	Université Med BOUDIAF- M'SILA
Président		
Mme LALLOUCHE Bahia	MCA	Université Med BOUDIAF - M'SILA
Promotrice		
M. HADJ KOUIDER Boubakr	MCA	Université Med BOUDIAF - M'SILA
Promoteur		Co-
Mme SMAILI Yasmina	MAA	Université Med BOUDIAF- M'SILA
Examinatrice		

Année universitaire : 2022 /2023

REMERCIEMENTS

En préambule à ce mémoire nous remerciant ALLAH qui nous aide et nous donne la patience et le courage durant ces longues années d'étude.

Nous tenons à exprimer notre plus profonde gratitude et appréciation au promoteur de ce mémoire : **M. HADJ KOUIDER B., MCA.**, et au Co-promoteur Mme **LALLOUCHE B., MCA.**, au département d'agronomie, Université Mohamed Boudiaf de M'sila pour avoir acceptés de diriger ce travail, pour leur patience, encouragements, orientations et leurs conseils précieux.

Nous tenons à remercier chaleureusement les membres du jury : Mme **SMAILI Y**, enseignante chercheur au département des Sciences Agronomiques, Université Med. Boudiaf de M'sila et **M. GUENDOZEN O.**, enseignante chercheur au département des Sciences Agronomiques, Université Med. Boudiaf de M'sila de nous avoir fait l'honneur de présider le jury de ce mémoire, de nous consacrer du temps et de porter leur jugement expert sur ce modeste travail.

Nous adressons aussi nos remerciements à l'ingénieur de la serre monsieur **AROUSI B.** pour son aide pratique et sa disponibilité durant notre préparation de ce travail

Nous remercions également l'équipe de laboratoire de département des sciences agronomiques, Université de Med. Boudiaf pour leur disponibilité, leur patience, et surtout leurs conseils qui nous ont aidés alimenter notre réflexion.

Nous souhaitons également d'adresser nos remerciements les plus sincères aux personnes qui nous ont apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire ainsi qu'à la réussite de cette formidable année universitaire.

Enfin, nous adressons nos plus sincères remerciements à nos parents pour leur soutien et leur patience et à tous nos proches et amis, qui nous ont toujours encouragés au cours de la réalisation de ce mémoire.

DEDICACE

A ma cher Mère Khadra

A mon Père Mourad

Dont les mérites, les sacrifices

M'ont permis de vivre ce jour.

A mes Frères et mes sœurs

Saïd, Achraf, Allaâ, safaâ, Hayaâ

A tous les Jers m'aiment

Ma Merieme, khawla, Rafika

A mes chers professeurs : Lallouche Bahia, Hadj kouider

Boubakr

Abdallahoum Alliaa

DEDICACE

A mon cher père Belhadj Salim et ma chère mère Titraoui

Djahida que Dieu les garde

A ma deuxième maman Titraoui Aicha

Et A ma deuxième papa Belhadj Saïd que Dieu ait pitié d'eux

A ma chère grand-mère Saadi Tassadit

*Et A mon cher grand-père Titraoui Cherif que Dieu prolonge
leur vie*

A mes cher frère Yacine

Et ma sœur Aya que Dieu les garde

A mon cher oncle Abd Elhak Dieu le garde

A toute ma famille : Belhadj et Titraoui

A mes chers professeurs : Lallouche Bahia, Hadj Kouider

Boubakr

A toute mes collègues

A tous ceux qui me sont chers

Belhadj Ikram

الملخص

في هذا العمل، درسنا التوصيف المورفولوجيا والكيميائي الحيوي لبذور نوعين من الكينوا (*Chenopodium quinoa* Wild.). أظهرت النتائج أن الأصناف المدروسة تظهر تبايناً لجميع الصفات المدروسة، لا سيما تلك المتعلقة بمحتوى البرولين والسكريات الذائبة الكلية والبوليفينول والصابونين. تم تصنيف هذا التباين إلى مجموعتين. تمثل كل مجموعة مصدرًا محتملاً للسمات التي تهتم تربية الكينوا وتحسينها. بعد ذلك، درسنا تأثير أنواع مختلفة من المعالجة المسبقة على قوة إنبات بذور نوعين من الكينوا والنمو في ظل ظروف إجهاد الملح (200 ملي مولار). تظهر النتائج التي تم الحصول عليها أن الأنواع المختلفة من المعالجة المسبقة تحسن معدل الإنبات؛ مؤشر قوة البذور لنوعين من الكينوا. تم تسجيل أفضل النتائج من خلال العلاجات المعتمدة على هرمونات $CaCl_2$ و $ZnSO_4$ و Ag_3 لجميع المعلمات التي تم قياسها. الأنواع المختلفة للمعالجة المسبقة المطبقة على بذور الكينوا تحسن بشكل كبير من معدل الإنبات وحيوية البذور. وبالتالي فهو يحسن من نمو الأجزاء الهوائية وتحت الأرض مقارنة بالبذور غير المعالجة (التحكم).

الكلمات المفتاحية: الكينوا ; (*Chenopodium quinoa* Wild.) ، التباين ، المعالجة المسبقة ، معدل الإنبات ، إجهاد الملح.

Abstract

In this work, we studied the morphological and biochemical characterization of the seeds of two varieties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild.). The results showed that the varieties studied present variability for all the characters studied, in particular those related to the content of proline, total soluble sugars, polyphenol and saponins. This variability has been classified into two groups. Each group represents a potential source of traits of interest for quinoa breeding and improvement. Then, we studied the effect of different types of pretreatment on the germination power of seeds of two varieties of quinoa and growth under salt stress conditions (200 mM). The results obtained show that the different types of pretreatment improve the germination rate; the seed vigor index of two varieties of quinoa. The best results were recorded by treatments based on CaCl₂, ZnSO₄ and Ag₃ hormone for all the parameters measured. The different types of pretreatment applied to quinoa seeds significantly improve the germination rate and seed vigour. It thus improves the development of aerial and underground parts compared to untreated seeds (Control).

Keywords: Quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild.), Variability, pretreatment, Germination rate, Salt stress.

RESUME

Dans ce travail, nous avons étudié la caractérisation morphologique et biochimique des graines de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild.). Les résultats ont montré que les variétés étudiées présentent une variabilité pour tous les caractères étudiés, notamment ceux liés à la teneur en proline, en sucres soluble totale, en polyphénol et en saponines. Cette variabilité a été classée en deux groupes. Chaque groupe représente une source potentielle de caractères d'intérêt pour la sélection et l'amélioration du quinoa. Ensuite, nous avons étudié l'effet de différents types de prétraitement sur le pouvoir germinatif des graines de deux variétés du quinoa et la croissance en condition de stress salin (200mM). Les résultats obtenus montrent que les différents types de prétraitement améliore le taux de germination ; l'indice de vigueur des graines de deux variétés du quinoa. Les meilleurs résultats ont été enregistrés par les traitements à base de CaCl₂, ZnSO₄ et d'hormone Ag₃ et ce pour la totalité des paramètres mesurés. Les différents types de prétraitement appliqué sur les graines du quinoa améliorent significativement le taux de germination et la vigueur des graines. Il améliore ainsi le développement des parties aériennes et souterraines comparativement aux graines non traitées (Témoin).

Mots clés : Quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild.), Variabilité, prétraitement, Taux de germination, Stress salin.

TABLE DE MATIERE

REMERCIEMENTS	
RESUME	
TABLE DE MATIERE	
LISTE DES ABRIVIATIONS	
LISTE DES FIGURES	
LISTE DES TABLEAUX	
CHAPITRE I : : Notions générales et situation de la culture du quinoa dans le monde et en Algérie	
Origine et répartition géographiques	
1.2. Les valeurs nutritives du quinoa	
1.3. Taxonomie et caractéristiques botaniques	
1.4. Variétés du quinoa	
1.5. Exigences de la culture du quinoa	
1.6. Les contraintes environnementales de la production du quinoa en Algérie	
CHAPITRE II : Généralités sur le stress salin et réponse des plantes à ce stress abiotique	
2.1. Origine de la salinité du sol et impact de la salinité sur l’agriculture	32
2.2. Types des stress abiotiques chez les plantes	
2.3. Les effets du stress salin sur les plantes	33
2.4. La réponse des plantes au stress salin : mécanismes de résistance	34
2.5. Métabolisme végétal primaire et secondaire face au stress salin	36
CHAPITRE III : MATERIEL ET METHODES	
3.1. Objectif	39
3.2. Méthode d’étude	39
3.3. Première partie : Test de germination de quatre variétés du quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> Wild.)	40
3.3.1. Germination des graines	40
3.3.2. Les paramètres étudiés	40
3.3.3. Dispositif expérimentale	41
3.3.4. Analyse statistique	41

Deuxième partie : Caractérisation phénotypique de quatre variétés du quinoa (<i>Chenopodium quinoa Wild.</i>) cultivée dans la région de M'sila	42
3.4.1. Etude de milieu	42
3.4.2. Conditions et mode de culture	46
3.4.3. Echantillonnage et paramètres mesurés	46
3.4.4. Analyses statistiques	46
CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSIONS	
4.1. Première partie : Test de pré-germination des graines de quatre variétés du quinoa (<i>Chenopodium quinoa Wild.</i>) dans des conditions de laboratoire	48
4.1.1. Description de la germination	48
Discussion	50
4.2. Deuxième Partie : Caractérisation phénotypique de quelques variétés du quinoa (<i>Chenopodium quinoa Wild.</i>) cultivée dans la région de M'sila	52
4.2.1. Analyses en composantes principales	52
4.2.1.1. Représentations des variables et des individus	53
4.2.1.2. Analyse de la matrice des corrélations (Pearson (n))	57
4.2.2. Analyse de la diversité par la classification Hiérarchique Ascendante	57
Discussion	
CONCLUSION	61
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	

LISTE DES FIGURES

Figure	titre	page
1.1	Aspect des plants du quinoa avec les différentes partie (personnel).	20
2.1	Effet délétères liés à la toxicité du stress salin et réponse cellulaire (Munns et Tester , 2008).	29
2.2	Changement de potentiel hydrique du milieu extérieur sur la cellule végétale (Jabnoue, 2009).	30
2.3	Effet du stress salin chez la plante (Mahjoubi, 2018)	32
3.1	Graines des variétés de quinoa étudiées (Chenopodium quinoa L.)	38
3.2	Prétraitement des graines de deux variétés du quinoa par les différents types de prétraitement .	43
3.5.1	Imbibition des graines de deux variétés du quinoa dans les différents types de prétraitement.	44
4.1.1	(a) graine de Giza (b) graine de Q102 .	47
4.1.2	Teneur en proline, en sucres solubles totale et en polyphénol de deux variétés du quinoa.	48
4.1.3	Teneur en saponine de deux variétés du quinoa.	49
4.2.1	Temps de latence sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM).	53
4.2.2	Taux de germination final sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM).	54
4.2.3	Taux de germination final sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM).	54
4.2.4	Indice de vigueur des graines en fonction des types de prétraitement sous stress salin (200mM).	55
4.2.5	Longueur et poids frais des plants issus des graines prétraitées en condition de stress salin (200 mM).	57
4.2.6	Nombre des feuilles sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	58
4.2.8	Longueur racines et poids des racines sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	59
4.2.10	Teneur en chlorophylle totale, « a » et « b » sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	61

LISTE DES TABLEAUX

Tableau	titre	page
1.1	Mécanismes de résistance du quinoa à la sécheresse et au froid (Mujica et al., 2001).	21
4.1.1	Quelques paramètres morphologique des graines de deux variétés du quinoa.	47
4.1.2	Teneur en proline de deux variétés du quinoa.	48
4.1.3	Teneur en sucres soluble totale de deux variétés du quinoa.	48
4.1.4	Teneur en polyphénol de deux variétés du quinoa.	49
4.1.5	Teneur en saponine de deux variétés du quinoa.	49
4.2.1	Temps de latence sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM).	52
4.2.2	Taux de germination final sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM).	54
4.2.3	Indice de vigueur des graines sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	55
4.2.4	Longueur de plante sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	56
4.2.5	Poids frais des plants sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	56
4.2.6	Nombre des feuilles sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	57
4.2.7	Variable de poids racines sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	58
4.2.8	Variable de longueur racines sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	58
4.2.9	Teneur en Chlorophylle « a » sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	59
4.2.10	Teneur en chlorophylle « b » sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	60
4.2.11	Teneur en chlorophylle totale sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM).	61

INTRODUCTION

La population mondiale a doublé depuis 1974, passant de 4 à 8 milliards en moins de cinquante ans (ONU, 2022). L'ONU anticipe que la population mondiale devrait atteindre son pic en 2086, avec 10.431 milliards d'habitants.

Des systèmes alimentaires sains, durables et l'augmentation de la production agricole sont essentiels à la réalisation des objectifs mondiaux de développement. Le développement de l'agriculture est l'un des leviers les plus puissants sur lequel agir pour mettre fin à l'extrême pauvreté, renforcer le partage de la prospérité et nourrir les 9,7 milliards de personnes que comptera la planète en 2050 (a). Alors que la production des plantes cultivées est sévèrement affectée par les stress abiotiques et biotiques, notamment par le stress salin (Manchanda et Garg, 2008).

La salinité du sol est un problème majeur dans l'agriculture d'aujourd'hui et l'un des principaux stress abiotiques limitant la croissance des plantes cultivées (Lallouche et al ; 2017). Cette salinisation des sols est non seulement liée aux conditions climatiques, mais aussi à l'utilisation non contrôlée des eaux d'irrigation et à leur mauvaise qualité (Lallouche, 2018). Actuellement, sur 1,5 milliard d'hectares de terre cultivée dans le monde, environ 77 millions d'hectares (5 %) sont affectés par la teneur excessive en sel (Sheng et al., 2008). En Algérie, plus de 20 % des sols irrigués sont affectés par le problème de la salinisation (Bouhlassa et al., 2008 ; Lallouche, 2018). Avec des prévisions estimant que la salinisation pourrait toucher 50% des terres arables à l'horizon 2050 (Manchanda et Garg, 2008). Le quinoa est devenu une culture importante parce qu'il présente des niveaux élevés de tolérance à la salinité. En outre, ses graines contiennent un excellent équilibre de glucides, de lipides, d'acides aminés et de protéines pour la nutrition humaine (Huanca et al., 2015).

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une plante annuelle de la famille des Amaranthaceae, pseudo-céréale sans gluten, son origine reste controversée et plusieurs hypothèses ont été formulées, a été décrit botaniquement pour la première fois en 1778 par WILLDENOW comme une espèce originaire d'Amérique du Sud, dont le centre d'origine est situé dans les Andes (Dharm, 2019).

Grâce aux niveaux élevés de diversité génétique, la culture est très résistante aux extrêmes agro-écologiques (température, sols, précipitation et altitude) et tolère le gel, la sécheresse et la salinité (**Ruiz et al., 2014, 2015**). Le quinoa peut être divisé en différents écotypes, reflétant sa diffusion depuis le centre d'origine autour du lac Titicaca. Chacun de ces écotypes est associé à des sous-centres de diversité (**Risi et Galwey, 1984**), et très adapté à des environnements spécifiques (**Bazile et al., 2016**).

Le quinoa a été introduit en Algérie en 2013, à l'occasion de l'année internationale du Quinoa, par l'organisation des Nations-Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), à travers un projet régional concernant huit (8) pays dont l'Algérie. Les premiers essais de la culture du quinoa en Algérie montre que cette espèce présente une capacité extraordinaire de tolérer un taux élevé de sel dans le sol et présente aussi la capacité de résister à la sécheresse (**Azizi, 2021 ; Boukhalat et Chellali, 2021 ; Allia et al., 2022 ; Attalah et al., 2022**)

L'objectif du présent travail était la caractérisation de la variabilité génétique en termes de descripteurs morphologique et biochimiques des graines de deux variétés du quinoa suivi par une étude comparative du comportement germinatif et de croissance en fonction de différents types de prétraitement en condition de stress salin. Cette variabilité va être caractérisée à l'aide d'un descripteur de l'espèce quinoa (*Chenopodium quinoa Wild.*) (UPOV), ensuite évaluée et analysée par un outil statistique afin de classées le meilleure prétraitement et la variété la plus intéressante qui serviront au programme de sélection et d'amélioration.

Ce mémoire est structuré en deux parties distinctes :

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

Chapitre 1 : Notions générales et situation de la culture du quinoa dans le monde et en Algérie

Chapitre 2 : Généralités sur le stress salin et réponse des plantes à ce stress abiotique

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

Chapitre 1 : Matériel et méthodes.

Chapitre 2 : Résultats et discussion.

Ce présent travail est achevé par une discussion et une conclusion générale.

CHAPITRE I

NOTIONS GENERALES ET SITUATION DE LA CULTURE DU QUINOA DANS LE MONDE ET EN ALGERIE

1.1. Origine et répartition géographiques

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* wild.) est une plante domestiquée de la famille des Chénopodiacées. La quantification des chromosomes de différents cultivars de quinoa de Pérou, Chili et Bolivie donne un nombre de 36 chromosomes somatiques, composés de deux lots diploïdes de $2x = 4n$, avec $n = 9$ chromosomes, faisant du quinoa une espèce allotétraploïde (Catacora, 1977 ; Tapia et al., 1979 ; Gandarillas, 1979b ; Izquierdo et al., 2001).

L'origine du quinoa reste controversée et plusieurs hypothèses ont été formulées, a été décrit botaniquement pour la première fois en 1778 par **Willdenow** comme une espèce originaire d'Amérique du Sud, dont le centre d'origine est situé dans les Andes (**Dharm, 2019**). **Gandarillas (1968)** a examiné la diversité génétique du quinoa et a constaté que la plus grande diversité est originaire d'une région entre Cuzco, Potosi et Pérou. La Bolivie, avec le plus grand nombre de variétés dans la région de l'Altiplano entourant le lac Titicaca en Bolivie et au Pérou.

Depuis au moins 7000 ans jusqu'au début des années 1980, le quinoa n'a été connecté qu'aux Andes. Cependant, lorsque les chercheurs d'autres pays ont compris les avantages du quinoa, l'expérimentation n'a pas cessé de croître. Des études ont été réalisées dans un nombre croissant de pays. Le nombre de pays qui cultivent le quinoa est passé rapidement de 8 en 1980 à 75 en 2014, et 20 autres pays ont semé du quinoa pour la première fois en 2015 (**Bazile et Baudron, 2015**). Des recherches ont ensuite été entreprises en utilisant le matériel génétique chilien dans les années 1980, sous la direction de l'Université d'État du Colorado, aux États-Unis. La même période a vu le début de la culture commerciale du quinoa au Canada. D'autres pays ont suivi et le quinoa a été introduit au Royaume-Uni (1983), au Danemark (1984), au Tibet (1984), en Inde (1985), aux Pays-Bas (1986), en Chine (1988), au Brésil et à Cuba (1989) (**Bazile et al., 2015**).

En 2015 la production mondiale de quinoa approchait de 229 millions de tonnes, soit 7,3 kg par seconde (compteur) avec le Pérou, la Bolivie et l'Équateur comme premiers producteurs et les États-Unis, le Canada et la France comme premiers importateurs. La forte hausse de la consommation mondiale de quinoa entraîne une hausse des prix importante. Le quinoa est un super aliment, désigné comme Plante de l'année par l'ONU en 2013 (**Bazile et Coll, 2015**).

Aujourd'hui, le quinoa est actuellement cultivé ou testé dans 95 pays du monde (**Bazile, 2015**). Cette expansion mondiale du quinoa devrait se poursuivre alors que de plus en plus de pays testent le quinoa (**Bazile et al., 2016**).

Cultivée dans des milieux aussi divers que le littoral du Pacifique, l'Altiplano central ou les vallées subtropicales des Andes, et maintenant disséminée à travers plus de cinquante pays dans le monde, le quinoa reste néanmoins emblématique des hauts plateaux de Bolivie, d'Equateur et du Pérou.

Sur la base des informations récemment mises à jour sur les collections ex situ de quinoa et de ses parents sauvages, avec le soutien de la FAO, Bioversity International et des experts travaillant avec les collections de quinoa, on estime que le nombre d'adhésions de *Chenopodium quinoa* (**C. Quinoa, C. Berlandieri, C. Hircinum, C. Petiolare, C. Murale et *Chenopodium sp***) conservé dans le monde entier est 16 422.

Trente pays à travers le monde conservent le quinoa et ses parents sauvages dans 59 Gene Banks.

3 pays en Asie (Inde, Japon et Jordanie), 5 en Afrique (Éthiopie, Kenya, Lesotho, Zambie et Afrique du Sud), 10 pays des Amériques (Argentine, Bolivie, Brésil, Canada, Colombie, Chili, Équateur, les États-Unis d'Amérique, le Pérou et l'Uruguay), 11 en Europe (Allemagne, Autriche, Slovaquie, Espagne, Hongrie, République tchèque, Portugal, États-Unis Royaume-Uni, Suède, Turquie et Roumanie), et en Australie.

Gene Banks ont été mis en œuvre dans les Andes région depuis le milieu du XXe siècle. Gestion et la conservation sont présidés par l'agriculture institutions et universités, par exemple en Argentine, la Bolivie, la Colombie, le Chili, l'Équateur et le Pérou.

Sur les 16 422 adhésions conservées dans le monde, 14 502 (88 %) sont conservés dans les banques de gènes la région andine (**Bazile et Tania, 2013**).

1.2. Les valeurs nutritives du quinoa

Les graines du quinoa ont une valeur nutritive plus élevée que la plupart des céréales et contiennent protéines de haute qualité et de grandes quantités de glucides, de graisses, de vitamines et de minéraux. Perisperm, embryon et endosperme sont les trois domaines où réserve les aliments sont entreposés dans des graines du quinoa (**Prego et Coll., 1998**).

1.2.1. Lipides

L'acide palmitique est le principal acide gras saturé présent dans le quinoa environ 10% du total des acides gras présents, Les acides gras insaturés sont les acides oléique (19,7 à 29,5%), linoléique (49,0 à 56,4%) et linoléique (8,7 à 11,7%), qui constituent 87,2 à 87,8% du total des acides gras présents dans l'huile de quinoa (**Maradini et al., 2015**).

1.2.2. Protéine

La teneur moyenne en protéines des grains de quinoa est de 12 à 23 % (**Abugoch, 2009**), ce qui est supérieur à celui de l'orge, le riz ou le maïs, et est comparable à celui du blé (**USDA, 2005; Abugoch, 2009**).

En outre, l'équilibre des acides aminés essentiels est excellent en raison d'une large gamme d'acides aminés, à teneur plus élevée en lysine (5,1 à 6,4 %) et en méthionine (0,4 à 1 %) (**Prakash et Pal, 1998; Bhargava et Coll., 2003**).

Les graines du quinoa sont riches en globulines (11S) et albumines (2S) (**Maradini et al., 2015**). Par ailleurs, les protéines du quinoa contiennent très peu, de prolamines qui sont les principales protéines de réserve des céréales conventionnelles (**Herbillon, 2015**). Il a également été remarqué que les feuilles de quinoa ont une teneur élevée en protéines de qualité (**FAO, 2011**)

1.2.3. Vitamines

Le quinoa contient de nombreuses vitamines, dans 100 g contiennent : 78,1 mg d'acide folique, 0,61 mg d'acide pantothénique, 0,4 mg de thiamine, 1,4 mg de vitamine C, 0,20 mg de vitamine B6, (**Gordillo Bastidas et al., 2016**).

1.2.4. Fibres

Les graines de quinoa contiennent environ 10 et 14% de fibres alimentaires totales qui sont principalement retrouvés dans l'embryon (**Herbillon, 2015**).

1.2.5. Carbohydrates

Le composé d'amidon est situé dans le péricarpe de la graine. Sa teneur varie entre 52 et 60%. La teneur en amylose est d'environ 11% (**Valencia-Chamorro, 2004**).

Les glucides sont les composants majeurs retrouvés dans les graines du quinoa, leur teneur variant entre 67% et 74% de la matière sèche (**Herbillon, 2015**).

1.2.6. Les minéraux

Le quinoa offre un contenu en minéraux très supérieur à celui des céréales classiques, en particulier en phosphore, magnésium, potassium et fer (**Tableau 2.1**).

1.2.7. Les polyphénols

Le quinoa contient plus de phénols que l'ensemble des céréales, y compris le blé, l'orge, le millet, le riz et le sarrasin (**Gordillo Bastidas et al., 2016**).

1.2.8. Saponines (triterpénoïde glycosides) (Les saponines)

La teneur en saponine dans les graines des variétés sucrés varie de 0,2 à 0,4 g / kg de matière sèche et dans les variétés amers de 4,7 à 11,3 g / kg de matière sèche (**Jancurová et al., 2009**). Sa teneur en saponine diffère selon les stades de croissance, une faible saponine

est trouvée dans le stade de ramification et élevée dans le stade de floraison. Un déficit hydrique élevé réduisant le contenu en saponine (**Bhargava, 2006**).

1.2.9. Acide phytique

La concentration moyenne en acide phytique était de 1,18 g / 100 g chez cinq variétés de quinoa (**Jancurová et al., 2009**).

1.2.10. Les caroténoïdes

La teneur totale en lutéine et la zéaxanthine dans les graines de quinoa est en moyenne de 14,8 µg/g, avec des variations selon les variétés (**Herbillon, 2015**).

1.2.11. Les tanins

La teneur en tanins dans les graines de quinoa (0,53%) (**Maradini et al., 2015**).

1.3. Taxonomie et caractéristiques botaniques

La classification botanique détaillée du quinoa cultivé par **Cronquist, 1995, et Wilson, 1980**, et la classification taxonomique du quinoa selon (**Singh, 2019**) :

Règne : Plantae

Sous-Règne : Tracheobionta

Super division : Spermatophyta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous-Classe : Caryophyllidae

Ordre : Caryophyllales

Famille : Amaranthaceae

Genre : Chenopodium

Espèce : Quinoa

Section : Chenopodia

Sous-Section : Cellulata

La culture de quinoa présente une grande diversité phénotypique, concernant les feuilles, les panicules et les graines (**Tapia et al., 1979, Pinto, 2002**). Les caractères phénotypiques de port de la plante (ramification), forme de l'inflorescence (glomériforme ou amarantiforme), de la feuille et du grain sont les plus constants pour sa classification taxonomique (**Figure**) (**Tapia et al., 1979**).

Le quinoa cultivée présente ainsi une grande variabilité génétique qui se traduit par une variabilité des caractères morphologiques tel que : forme et taille des inflorescences, couleur des tiges, des graines et des inflorescences, de contenu en saponine, de teneur en protéines et dans la présence ou non de cristaux d'oxalate de calcium sur les feuilles (**Figure**) (**Del Castillo et al., 2008**).

L'hérédité de la couleur des graines suit un processus différent chez les graines marron, blanches, noires et jaunes. Les graines blanches sont l'expression de l'homozygotie récessive, ce qui rend plus facile leur sélection dans l'amélioration (**Tapia et al., 1979**).

Les résultats de différents types de croisements montrent que le quinoa présente une hérédité mono-génique pour la couleur rouge des feuilles, cette dernière dominant sur le vert et le pourpre, et le pourpre dominant le vert. La couleur au niveau des aisselles des feuilles est un caractère dominant (**Tapia et al., 1979 ; Izquierdo et al., 2001**). Pour la forme de l'inflorescence, on observe une disjonction de 3 glomériformes pour 1 amaranthiforme (**Izquierdo et al., 2001**).

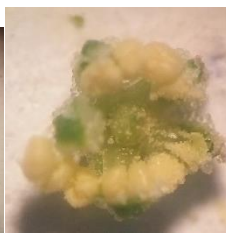
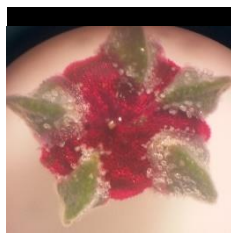


Figure 1.1 : Aspect des plants du quinoa avec les différentes parties (personnel)

1.4. Physiologie de quinoa

1.4.1. Résistances à la sécheresse et au froid

La résistance à la sécheresse et au froid met en jeu différents mécanismes énumérés dans le **tableau 1.1**.

Tableau 1.1. Mécanismes de résistance du quinoa à la sécheresse et au froid (**Mujica et al., 2001**).

Contraintes	Mécanismes	Caractéristiques
Mécanismes de résistance du quinoa à la sécheresse	Morphologiques	-Repli des feuilles sur la panicule. -Réduction de la surface foliaire. -Réduction de taille des plantes entière. -Plasticité de la croissance.
	Physiologiques	-Faible taux de transpiration et grande résistance stomatique -Grande vitesse d'absorption d'eau.
	Anatomiques	-Réduction du nombre et de la taille des stomates. -Grande développement racinaire.
	Phénologiques	-Asynchronisme dans la phase de floraison. -Développement phénologique plus rapide.
	Biochimiques	-Translocation des ions K et Ca des cellules stomatiques. -Présence d'oxalate de calcium. -Grand production d'acide abscissique (ABA).
Mécanismes de résistance du quinoa au froid	Morphologiques	-Chute des feuilles. -Réduction des tailles des feuilles et de la plante
	Physiologiques	-Osmorégulation de la formation de glace dans l'apoplaste et résistance au sous refroidissement.
	Anatomiques	-Stomates moins nombreux et plus grands.
	Phénologiques	- prolongation ou raccourcissement des phases phénologiques.
	Biochimiques	-Accumulation de métabolites

Le quinoa y présente une distribution spatiale selon un gradient climatique nord-sud et une différenciation en zones agroécologiques principalement liée à l'altitude, qui explique sa diversité génétique. Actuellement, sept principales espèces de parents sauvages du quinoa y sont présentes : *C. ambrosioides* L., *C. incisum* Poir., *C. pallidicaule* Aellen, *C. petiolare* Kunth, *C. hircinum* Schrad., *C. quinoa ssp. melanospermum* Hunz. et *C. carnosolum* Moq. Cette diversité de ressources phytogénétiques a une grande valeur pour l'évolution adaptative du quinoa notamment face aux effets du changement climatique.

1.4.2. Résistance aux parasites, maladies, ravageurs

Le quinoa est affecté par des facteurs biotiques comme les maladies et les insectes qui réduisent considérablement le rendement et la qualité du produit :

Mildiou : Sur le plan proprement pathologique, la maladie la plus importante du quinoa est le mildiou provoqué par le champignon (*Peronospora farinosa*).

Seuls des traitements chimiques préventifs sont connus mais restent peu appliqués du fait de leur coût élevé pour les producteurs andins. Ces traitements ne sont pas utilisés dans les zones de production biologique du sud de l'Altiplano, d'ailleurs très rarement affectées du fait de leur climat nettement plus aride.

Ticonas : qui correspondent au groupe complexe des noctuidés (*Copitarsia turbata* Herrich-Schäffer, *Feltia experta* Walker et *Spodoptera* sp.).

Mit « chenille » : la mite du quinoa sous forme de chenilles et de larves appelées " *kona konas* " (*Eurysacca melanocampta* Meyric ou *Scrobipalpula* sp.) (**Ortiz et al., 2001**).

Le contrôle des insectes par voie chimique ou naturelle (pièges, bio-insecticides) est une pratique assez courante dans l'Altiplano sud mais rare dans l'Altiplano central et nord.

La prolifération de parasites semble avoir été facilitée par la mécanisation et l'extension de la monoculture du quinoa.

Les recommandations de contrôle intégré des parasites préconisent l'utilisation d'extraits naturels de plantes et de bio-insecticides.

1.5. Phénologie de quinoa :

Le cycle de croissance du quinoa peut être différencié en cinq stades (**Tapia et al., 1979**):

- du semis à l'émergence, 11-57 jours,
- de l'émergence à l'apparition de la première paire de feuilles, 5-9 jours,
- de la première paire de feuilles à l'apparition des panicules, 45-56 jours.
- des panicules à la floraison, 11-31 jours,
- de la floraison à la maturation, 60-109 jours.

Espindola (1992) distingue 10 étapes morpho-anatomiques pour le quinoa, qui sont:

- étape d'émergence,
- étape cotylédonaire,
- étape des 2 feuilles de base,
- étape de 5 feuilles alternes (différenciation paniculaire),
- étape de 13 feuilles alternes (pré-émergence paniculaire),
- étape d'émergence de la panicule,
- étape de floraison,
- étape de grain laiteux,
- étape de grain pâteux,
- étape de grain dur (maturité physiologique) (**Del Castillo et al., 2008**).

1.6. Exigences, contraintes environnementales de la production et techniques cultural du quinoa

1.6.1. Exigences et contraintes environnementales de la production du quinoa

1.6.1.1. Le sol

Le quinoa est l'une des cultures les plus tolérantes au sel, mais la tolérance à la salinité diffère selon les variétés. Le quinoa pousse dans divers types de sols, du sable grossier à l'argile lourde, à un pH variant de 4,5 à 9.

1.6.1.2. Matière de fertilité

La réponse du rendement à l'application de phosphore (P) et de potassium (K) n'est pas claire, un apport excessif d'azote peut réduire le temps de maturité et augmenter la verse.

1.6.1.3. L'eau

Une sécheresse modérée avant la floraison ne réduit habituellement pas le rendement. En fait, une irrigation précoce excessive n'augmente pas le rendement et tend à produire de grandes plantes, qui peuvent ensuite se loger, en particulier dans les régions venteuses. L'irrigation en début de saison (au stade 12 feuilles ou avant) n'est pas recommandée. La disponibilité de l'eau est plus critique pour le rendement en céréales, de sorte qu'une petite quantité d'irrigation peut être appliquée après la floraison.

1.6.1.4. La température

Le quinoa est affecté négativement par des températures inférieures à 28°F; toutefois, après cette étape, les plantes peuvent tolérer des températures aussi basses que 20 °F. Elles sont sensibles aux températures élevées pendant la floraison et les températures supérieures à 90 °F à 95 °F peuvent causer la stérilité (**Liang et al., 2016**).

1.6.2. Techniques cultural

1.6.2.1. Préparation de sol

La préparation de la première mise en culture se fait au moyen de charrues à versoir et à disques ou, dans les endroits accidentés, à l'aide de charrues jointes ou même de simples houes. En terrain plat, viennent ensuite l'ameublissement et l'émottage du sol avec des herses croisées ou à disques. Le nivellement peut être réalisé au moyen de barres de fer ou de grosses planches. Étant donné la petite taille des graines et les fortes hétérogénéités d'humidité et de compaction du lit de semence, cette opération de nivellement est importante pour la réussite de la levée.

1.6.2.2. Le semis

Les semis ont habituellement lieu durant les mois d'août et de septembre mais peuvent être retardés jusqu'à début décembre avec certaines variétés de cycle très court (90 jours). Cette activité diffère selon que le système de culture utilise des outils traditionnels ou des machines agricoles. La manière de semer varie aussi selon les régions de production. La densité de semis est de 10 à 15 kg.ha⁻¹ de graines.

1.6.2.3. Fertilisation

La fertilisation organique ou minérale des parcelles de quinoa est peu pratiquée. En rotation avec la pomme de terre, le quinoa se satisfait de l'engrais organique résiduel de la culture précédente. Cependant, des études récentes ont montré que les rendements bénéficiaient d'une fertilisation azotée adéquate (**Alegria et al., 1999**).

Les normes de certification biologique proscrivent la fertilisation minérale et recommandent l'incorporation de fumier lors du semis (**Felix, 2008**). Le quinoa a des besoins faibles en calcium et potassium.

1.6.2.4. Contrôle des maladies, des parasites

Le quinoa est affecté par des facteurs biotiques comme les maladies et les insectes qui réduisent considérablement le rendement et la qualité du produit.

Le contrôle des insectes par voie chimique ou naturelle (pièges, bio-insecticides).

La maladie la plus importante du quinoa est le mildiou, Seuls des traitements chimiques préventifs sont connus mais restent peu appliqués du fait de leur coût élevé.

1.6.2.5. La récolte

La récolte commence généralement vers la fin du mois d'avril et le travail peut s'étaler sur deux mois car la maturité des plantes au sein du terroir n'est pas uniforme. Les plantes à maturité sont coupées ou arrachées, mises en gerbes regroupées ou non par variété (selon la quantité, le temps et la main-d'œuvre disponibles) et laissées à sécher sur les

parcelles pendant 30 à 45 jours. Le battage s'effectue de façon rudimentaire, soit mécaniquement (passage sous les roues de tracteurs ou de camions) soit de manière traditionnelle (fléaux ou animaux), dans les deux cas sur une bâche de toile ou de plastique pour éviter que les grains ne se dispersent sur le sol. Les rendements sont très variables et globalement faibles : en culture traditionnelle réussie, ils vont de 400 à 1.200 kg.ha-1 (**Del Castillo et al., 2008**).

1.6.3. Système de culture manuel traditionnel

1.6.3.1. La défriche : en juin et juillet de la première année a lieu la défriche des parcelles qui seront semées l'année suivante, afin d'arracher la végétation qui a poussé pendant les années de repos avant la saison des pluies.

1.6.3.2. Le labour : le travail du sol est réalisé entre fin janvier et début mars, pendant la saison des pluies, pour éliminer les adventices et les gros débris végétaux ainsi que pour économiser au maximum l'eau du sol.

1.6.3.3. Le semis : à la fin août de la deuxième année, commence le semis sur les parcelles de pente, mais les dates varient en fonction du climat car le terrain doit être suffisamment humide pour permettre la germination de la graine. Creuser un trou de 10 à 30 centimètres de profondeur, selon l'humidité de la terre, au fond duquel sont placées les graines (la quantité varie selon le terrain et l'humidité).

1.6.3.4. Le contrôle des adventices et des ravageurs : effectué un ou deux désherbages manuels rapides entre novembre et février, au moment où les pluies permettent la germination des graines.

1.6.3.5. La récolte : une fois que le grain est mûrs, en avril-mai, les pieds de quinoa sont arrachés ou coupés selon que le sol est meuble ou non. Ils sont laissés à sécher dans le champ une à deux semaines. Les grains sont ensuite séparés des pieds par battage, puis tamisés sur place. Les rendements sont de 0,4 à 2 t.ha-1 selon les conditions climatiques.

1.6.4. Système de culture mécanisé

1.6.4.1. Le labour : si certains sont revenus à des périodes de jachère de 2 à 3 ans nécessitant un défrichage rapide en juin-juillet. Le labour au tracteur, jusqu'à 40 cm, se fait à la même époque que le travail du sol manuel (mi-janvier à début février), c'est-à-dire pendant la saison des pluies.

1.6.4.2. Le semis : Le semis au tracteur est réalisé avec un semoir muni d'un soc qui creuse un sillon où sont déposées automatiquement les graines (30 à 50 à la fois) après quoi un versoir situé en arrière vient reboucher le sillon. Les agriculteurs ont la possibilité de ressemer plus tardivement (novembre-décembre) avec des variétés à cycle court, ce qui ne fournit généralement qu'une maigre récolte (moins de 0,2 t.ha-1).

1.6.4.3. Le contrôle des adventices et des ravageurs : le peu de temps laissé aux adventices pour se développer et leur enfouissement profond par les charrues rendent le désherbage inutile.

1.6.4.4. La récolte : elle est identique au système manuel

CHAPITRE II

STRESS SALIN

2.1. Stress salin

Le stress salin est un sérieux problème pour l'agriculture dans les régions arides et semiarides, menaçant la sécurité alimentaire et réduisant les terres cultivables (**Zaman-Allah et al., 2009**). La salinisation du sol peut être naturelle, liée au fort ensoleillement et à la faible pluviométrie, ou induite par les travaux agricoles comme l'utilisation d'engrais chimiques ou les eaux d'irrigation. La concentration élevée de NaCl dans les sols crée un désordre métabolique, une inhibition du développement et de la croissance des plantes (**Djanaguiraman et al., 2013**). Selon leur résistance ou sensibilité au sel, les plantes sont classées en deux grandes classes :

Les glycophytes désignant les plantes qui ne tolèrent pas de fortes concentrations en sel ;

Les halophytes sont toutes les espèces qui poussent sur un sol salé (**Flowers et al., 1986**).

Le degré de résistance ou de sensibilité au stress salin dépend du stade de développement de la plante. Chez certaines espèces, c'est le stade juvénile qui est le plus sensible, alors que chez d'autres espèces, c'est le stade adulte qui est le plus sensible. En effet, la salinité est l'accumulation excessive des sels solubles, ayant pour effets un stress ionique et un stress osmotique (**Mahajan et Tuteja, 2005**). Ce stress est dû essentiellement à des concentrations élevées de Na⁺ et de Cl⁻ (**Shahbaz, et al., 2013**). La présence du sodium (Na⁺) dans le sol ou dans le milieu de culture limite l'apport en cations majeurs, tels que le calcium (Ca²⁺) et le potassium (K⁺) (**Zid et Grignon 1991**).

Lors d'un stress osmotique, le développement de la partie racinaire est également affecté, mais il est moins inhibé que celui des parties aériennes (**Rahneshan, Nasibi et Moghadam, 2018**). Dans ce cas, la synthèse des solutés organiques par la plante est nécessaire à l'ajustement osmotique.

Le stress ionique est, quant à lui, lié à la toxicité de l'ion Na^+ . Une forte concentration de Na^+ dans les cellules végétales perturbe ainsi le métabolisme cellulaire. réponse spécifique aux ions Na^+ se produit en deux phases ; premièrement, l'exclusion des ions Na^+ par les cellules des racines et deuxièmement, la protection des tissus contre l'excès des ions Na^+ dans les tissus des feuilles (Munns et Tester, 2008 ; Wu *et al.*, 2015).

L'exclusion des ions Na^+ par les cellules des racines est la principale réponse protectrice chez les plantes qui retarde les effets toxiques du Na^+ cytoplasmique élevé. En réponse à un dysfonctionnement photosynthétique et respiratoire, la plante produit des espèces réactives à l'oxygène (ROS) (un stress oxydatif) (Mansour, 2013).

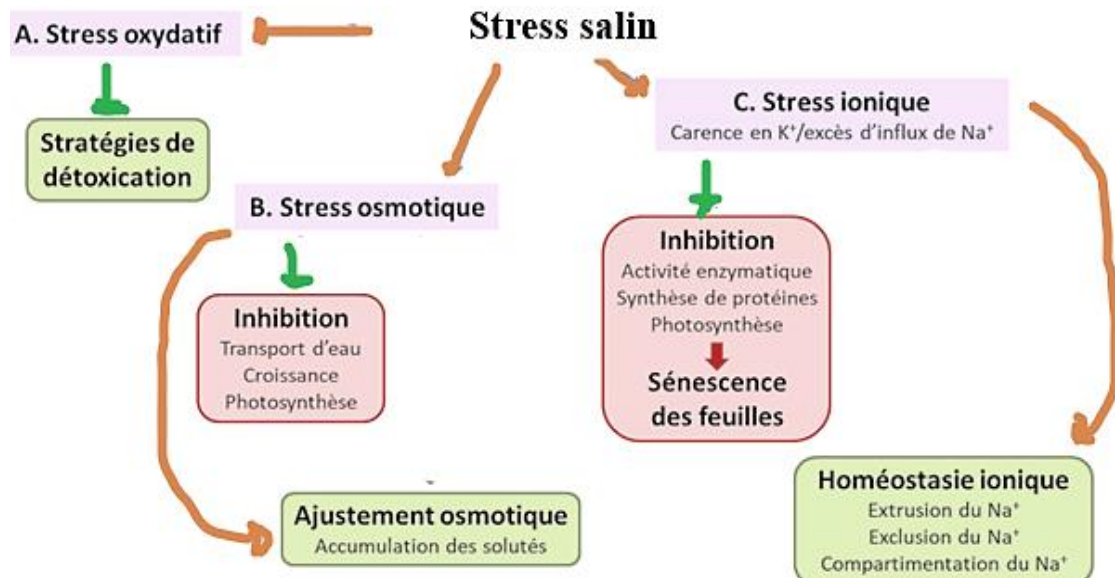


Figure 2.1 : Effet délétères liés à la toxicité du stress salin et réponse cellulaire (Munns et Tester, 2008)

2.2. Effets morphologique et physiologiques du stress salin sur les plantes

Les effets du stress salin sur la croissance des plantes sont généralement associés au niveau élevé de toxicité du sodium et au faible potentiel osmotique de la solution du sol qui provoquent des perturbations sur le développement, la croissance des plantes et sur le métabolisme (Yamaguchi et Blumwald 2005).

Le développement d'une stratégie efficace des pratiques de lutte contre le stress salin nécessite une bonne compréhension des effets de la salinité sur les paramètres morphologiques et physiologiques des plantes.

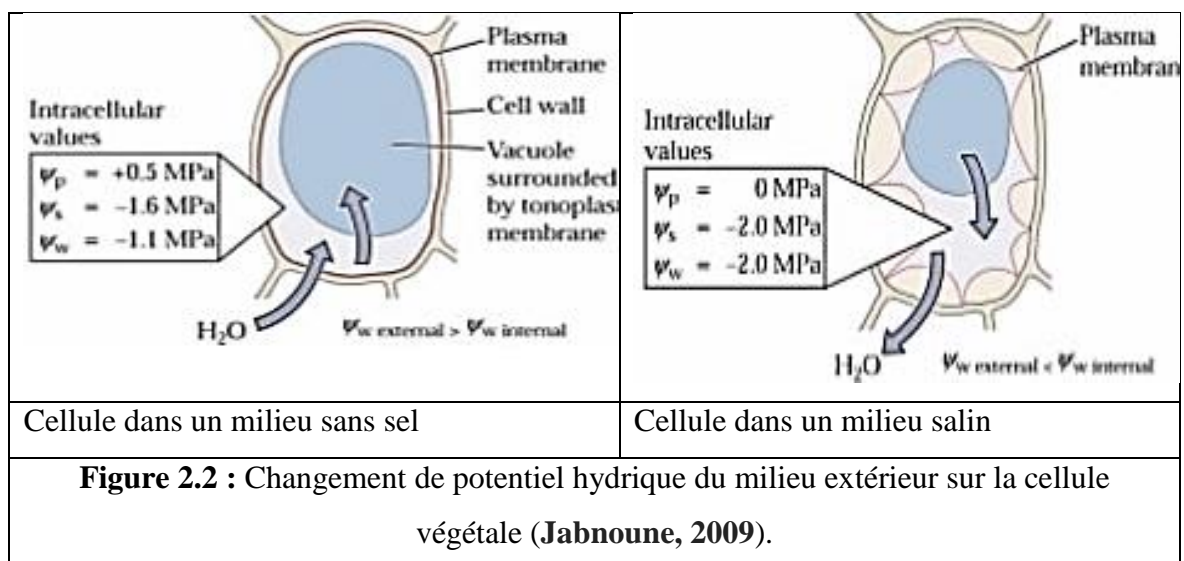
En termes physiologiques, l'effet néfaste du sel (NaCl) du milieu sur la physiologie de la plante peut s'exercer de manières différentes. Une forte concentration de NaCl entraîne une diminution du potentiel osmotique dont l'objectif est d'empêcher le potentiel hydrique cellulaire de devenir supérieur à celui des milieux extérieurs et extracellulaires (**Figure 2.1**). Ce phénomène assure, d'une part, la rétention de l'eau et le maintien de la turgescence cellulaire, et d'autre part la continuité de l'absorption de l'eau du sol, Lorsque l'ajustement osmotique cellulaire n'est pas suffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui induit une perte de la turgescence et un déficit hydrique (**Gorham et al., 1990**). Ensuite, les fortes doses de NaCl provoquent une altération de la nutrition minérale (**Jacoby, 1994**).

L'effet dépressif du sel accumulé dans les tissus peut se manifester de deux façons :

Il peut se traduire, d'une part, par une toxicité qui survient lorsque sa concentration dans le compartiment cytosolique excède celle qui est compatible avec une activité métabolique normale (**Munns, 1993 ; 2002**).

D'autre part, la saturation de l'apoplasme par le sel «montant» est un autre facteur déterminant de la nécrose et de la mort cellulaire car, par un effet osmotique, le sel concentré dans ce compartiment provoque une sortie d'eau intracellulaire, ce qui conduit à une déshydratation rapide des cellules (**Munns, 1993**).

Deux types de comportement ont pour effet d'éviter la saturation en sel de l'apoplaste : l'influx «inclure» et l'efflux «exclure» des ions qui caractérisent aussi bien leur mobilité que leur circulation.



2.2.1. Vitesse d'efflux des ions « Type excluder »

Généralement, les glycophytes sensibles limitent le transport de Na^+ dans leurs organes aériens (**Räsänen, 2002**).

Sur le plan interspécifique, les espèces incapables de transporter facilement le Na^+ dans leurs feuilles sont nettement plus sensibles que les autres, car leur inaptitude à exporter le Na^+ peut être probablement considérée comme un caractère moins protecteur que le reflet d'une déficience des systèmes de compartimentation cellulaire. En effet, ces espèces semblent peu efficaces pour abaisser le niveau cytoplasmique de Na^+ , ce qui est peut être l'une des causes profondes de leur sensibilité au niveau cellulaire. L'incapacité à débarrasser le cytoplasme du Na^+ est due au caractère de cet ion qui est facilement transporté dans le phloème chez ces plantes (**Slama, 1986**). Il est donc continuellement ramené vers le bas de la plante, ce comportement caractérise les plantes exclusives. Ces derniers semblent être dotées d'un mécanisme de protection contre l'envahissement par le sodium par exclusion de cet ion de leurs parties aériennes (**Cramer, 1997 ; Rahmoune et al., 2000**).

Beaucoup d'arbres peuvent grandir dans les milieux salins ; le faible niveau foliaire du sodium Na^+ de quelques espèces tolérantes à la salinité étudiées suggère que les arbres étaient capables de l'exclusion du sodium Na^+ (**Marcar et al., 1991**).

L'étude faite par (**Van der moezel et al., 1988 ; Lallouche et al., 2017**) montre que la plupart des espèces tolérantes à la salinité parmi un grand nombre d'Eucalyptus et Casuarina, cactus exclut le sodium Na^+ et les chlorure Cl^- de leur jeunes pousses en développement. Le site d'exclusion apparaît dans les racines. Les espèces sensibles présentent une faible concentration racinaire en potassium K^+ et une forte absorption du sodium Na^+ . Il y a une évidence mondiale que la capacité d'exclure l'ion (Na^+) et l'ion (Cl^-) de jeunes feuilles est un attribut important d'arbres tolérants la salinité (**Bell, 1999 ; Räsänen, 2002, Lallouche et al., 2017**).

C'est pourquoi la plus ou moins grande tolérance des plantes dépend notablement de leur aptitude à répartir le sel entre leurs différents organes, compartiments cellulaires et tissus (**Kim et al., 2008**).

L'inhibition de la photosynthèse par le NaCl est l'une des causes de la réduction de la croissance et de la productivité végétale (Wang et Nil, 2000). L'accumulation préférentielle du sel dans les cellules des parties aériennes est un caractère déterminant du degré de tolérance de différentes espèces (Maas, 1986).

La réponse des plantes au stress salin est complexe et fait intervenir des voies de réponse diverses (Figure 2.2) conduisant à des mécanismes d'adaptation qui induisent un arrêt rapide de la croissance pour une meilleure redistribution des nutriments dans les différents tissus et au rétablissement rapide de la croissance lorsque le stress est levé (Mahjoubi, 2018).

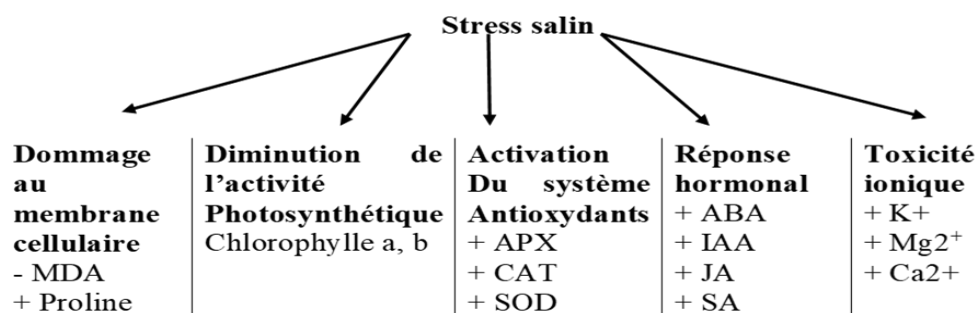


Figure 2.3 : Effet du stress salin chez la plante (Mahjoubi, 2018)

2.2.2. Vitesse d'influx des ions « type includer »

Chez les plantes de type « includer », le sodium est piégé et accumulé dans les cellules des parties aériennes, plus particulièrement dans leurs vacuoles (Räsänen, 2002). Cependant, l'hypothèse la plus communément admise est que l'entrée de Na⁺ se fait contre son gradient électronique ; l'énergie nécessaire au transport de cet ion serait fournie par le gradient de protons engendré par la pompe à protons du tonoplaste. Levigneron, (1995), signalent que, la vacuole se chargerait ainsi en sodium grâce à l'action d'un antiport sodium-proton Na⁺/H⁺, lequel serait entretenu par le fonctionnement accéléré des pompes à proton Na⁺/H⁺. L'existence d'un système d'échange Na⁺/H⁺ est largement signalé. Il est alors admis que c'est la performance de stocker le sel dans les parties aériennes qui est déterminante dans le niveau de tolérance au sel des espèces.

La concentration foliaire en éléments nutritifs chez *E. microtheca* avant et après le stress salin était semblable ce qui indique sa capacité de contrôle de l'absorption des sels ou

la séquestration des ions toxiques dans les feuilles inférieures qui sont par la suite sénescence (**Bell, 1999**).

Tal et al., (1983) trouvent que les plantes inclusives associent la résistance à la salinité avec l'aptitude à transporter de grandes quantités de NaCl dans les feuilles. Il semble que ces comportements résultent d'une bonne compartimentation cellulaire du (Na⁺) ; ce qui explique la faible re-circulation de cet ion à travers le phloème.

2.3. Effet du stress salin sur la germination des graines

Le mécanisme de la tolérance à la salinité chez les graines est relativement mal compris, en particulier en comparaison avec la quantité d'information actuellement disponible sur la physiologie et la biochimie des végétaux de la tolérance à la salinité (**Rivero et al., 2014**).

Bien que, la salinité des sols constitue un facteur limitant en agriculture, car elle inhibe la germination et la croissance de la plantule (**Ben Madani et Belouadah, 2018**). Selon les mêmes auteurs, la présence de chlorure de sodium entraîne une augmentation de la durée du processus de la germination et retarde par conséquent la levée, car, les stress salin et osmotique sont responsables à la fois de l'inhibition ou un retard de germination et de la levée des graines.

L'effet du stress salin sur la germination peut être attribué soit à un effet osmotique et/ou une toxicité des ions spécifiques à l'émergence de la radicule ou le développement des semis (**Huang et Redman, 1995**).

D'autres travaux signalent que seul le processus de germination, et non la capacité germinative, est altéré en milieu salé (**Almansouri et al., 2001 ; Khan et al., 2009**).

Le stress salin peut affecter le taux de germination de deux façons :

- en augmentant la pénétration d'ions qui peuvent s'accumuler dans les graines à des doses qui deviennent toxiques.

- en diminuant la vitesse d'entrée et la quantité d'eau absorbée par les graines ;

Chez l'*Atriplex halimus* L., la vitesse de germination est ralentie à partir de 9 g.l⁻¹ de NaCl; est d'avantage inhibée à des concentrations plus élevées, cette inhibition est de nature osmotique (Khan et al., 2009).

Cela pourrait expliquer le fait que les graines obtenues à partir de plantes cultivées dans des conditions salines peuvent être plus tolérantes à la salinité que ceux des conditions non saline, mais une telle augmentation de la tolérance n'a pas toujours été observée (Bewley, 1997).

Attalah et al., (2022) ; Allia et al., (2022) montrent que sept jours après la mise en germination des graines de quelques variétés du quinoa, les graines de génotypes tolérants au sel germent à plus de 75 % à des concentrations salines de 0,6 M de NaCl (57 mS·cm⁻¹), ce qui indiquerait que le sel ne provoque pas la mort de l'embryon mais retarde les mécanismes biochimiques et physiologiques impliqués dans l'initiation de la germination. Pour la plupart des cultivars, la production est plus élevée dans des conditions modérément salines que dans des conditions non salines, ce qui fait de la quinoa un halophyte facultatif (Sanchez et al., 2003).

2.4. Mécanismes de résistance des plantes au stress salin

a. Synthèse des solutés compatibles

La proline et la glycine bêtaïne sont rapportés pour fonctionner dans l'ajustement osmotique, le piégeage des radicaux libres et la protection des macromolécules cellulaires. D'autres solutés compatibles qui s'accumulent dans les plantes sous stress salin comprennent des glucides tels que les sucres (glucose, fructose, saccharose, fructanes) et de l'amidon (Parida et al., 2002).

b. Exclusion et inclusion d'ions

L'élimination du sodium de la compartimentation dans les vacuoles ou du cytoplasme est effectuée par un enzyme anti-sel Na⁺ / H⁺ inducible par le NaCl (Apse et

al., 2003). **Hanana et al.**, (2009), ajoutent que, l'inclusion d'ions dans le cytoplasme peut conduire à un ajustement osmotique qui est généralement accepté comme une adaptation biochimique importante à la salinité

c. Modifications de la capacité photosynthétique

La régulation de la biosynthèse du métabolisme et de l'activité de la chlorophylle est primordiale pour les processus physiologiques. Cette régulation de la biosynthèse de la chlorophylle peut être une bonne stratégie de défense.

d. Contrôle de l'absorption ionique par les racines

Un degré plus élevé de tolérance au sel chez les plantes est associé à un système plus efficace pour l'absorption sélective de K^+ sur Na^+ (**Noble et Rogers ; 1992**),

e. Induction des hormones végétales

Grondin et al., (2015) montrent que Les effets inhibiteurs du NaCl sur la photosynthèse, la translocation des assimilés et la croissance se sont révélés être atténués par ABA qui agit sur la fermeture et l'ouverture des stomates. Sous stress salin, l'augmentation de l'absorption de Ca^{++} est associée à l'élévation de l'ABA et contribue ainsi à l'entretien de l'intégrité membranaire, ce qui permet aux plantes de réguler le transport et l'absorption à des niveaux élevés de salinité externe à plus long terme (**Chen et al.**, 2001). L'ABA provoque l'abscission des feuilles probablement en diminuant l'accumulation d'ions Cl^- toxiques dans les feuilles et réduit la libération de l'éthylène (**Gomezcadenas et al.**, 2002).

f. Induction d'antioxydants

Les plantes possèdent des systèmes efficaces pour éliminer les espèces d'oxygène actif qui les protègent des réactions oxydatives destructrices. Ces mécanismes peuvent être divisés en deux catégories selon l'implication directe ou indirecte des enzymes (**Sofo et al.**, 2004).

2.5. Tolérance du quinoa à la salinité :

La grande diversité génétique du quinoa l'a rendu possible d'adapter la culture à différents types de sols, en particulier les sols et les environnements conditions d'humidité extrêmement variables, altitude et la température. Cette rusticité et l'adaptabilité est un avantage majeur dans le contexte changement climatique et salinisation des terres agricoles dans le monde (**Ruiz et Coll., 2013**).

Les espèces économiquement importantes du genre *Chenopodium* sont :

C. quinoa ($2n = 36$) utilisé comme culture céréalière ;

C. pallidicaule ($2n = 18$), *C. berlandieri* subsp. *nuttalliae* ($2n = 36$) utilisé pour les céréales et les légumes ;

C. quinoa ($2n = 18, 36, 54$) principalement utilisé comme légume à feuilles et feuillage culture, bien que certains types de l'Himalaya sont également cultivés pour le grain.

L'utilisation de graines de *Chenopodium* pour la consommation humaine n'est pas unique au Région andine :

C. berlandieri ssp. *nuttalliae*, une espèce semblable à *C. quinoa*, est largement consommé au Mexique pour ses feuilles tendres et ses inflorescences.

Dans l'Himalaya, en Inde, au Népal, au Bhoutan et en Chine, les agriculteurs sorte de chenopode (classé comme *C. quinoa*) à des altitudes de 1500 à 3000 m.

La zone la plus productive du quinoa dans le monde correspond à la région des salars de l'Altiplano sud de Bolivie, où les sols sont très salés, principalement de chlorure de sodium, ce qui indique que le quinoa tolère la présence de sel dans le sol.

Les principaux traits relatifs à la tolérance a la salinité rencontré chez le quinoa (**ADOLF et al., 2013**) :

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

contribuant également à former l'élément ligneux dans la tige) et de la séquestration de sodium dans les vacuoles des feuilles,

- Une meilleure rétention du potassium,

CHAPITRE III

MATERIEL ET METHODES

3.1. Objectif

Ce travail se propose d'évaluer quelques composantes morphologiques et biochimique de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) cultivées en Algérie, suivi par une études de comportement des graines au stade de germination (aptitude de germination) et au stade de croissance de ces variétés en conditions de combinaison de l'effet de prétraitement et stress salin et d'analyser le seuil critique au-delà duquel l'espèce ne peut plus survivre.

3.2. Matériel végétale

Cet essai a porté sur deux variétés de quinoa, fournies par l'Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne (ITDAS) Ain Ben Naoui Biskra. Ces variétés sont Giza, et Q102 (**Figure 3.1**). D'origine : United States Département of Agriculture (USDA) Département de l'Agriculture des Etats-Unis. Le choix de cette espèce repose essentiellement sur ses réactions rapides aux changements du milieu, et sa rapidité de croissance.

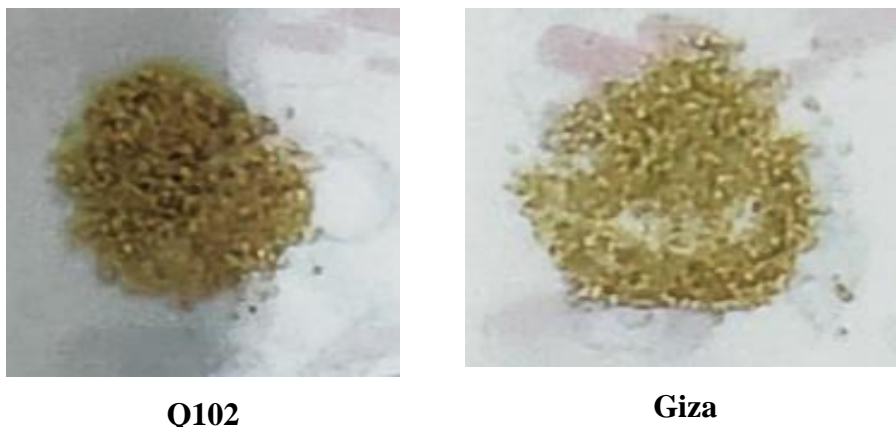


Figure 3.1 : Graines des variétés de quinoa étudiées (*Chenopodium quinoa* L.)

3.3. Méthode d'étude

Les expériences sont réalisées selon deux méthodes distinctes.

Une première expérience a concerné une caractérisation morphologique et biochimiques des graines de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) effectuée au laboratoire d'amélioration des plantes au département des sciences Agronomique de la faculté des Sciences à l'université Mohamed Boudiaf - M'sila.

Une deuxième expérience a portée sur la germination des graines de deux variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* L.): **Q102, et Giza 02** dans des conditions de combinaison prétraitement (T ; CaCl₂, ZnSO₄, AG3) et stress salin (200mM) réalisée dans une parcelle située au département des sciences agronomiques à l'université de Mohammed Boudiaf, M'sila.

3.4. Première partie : Description morpho-physiologiques et biochimiques de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) cultivée dans la région de M'sila

3.4.1. Matériel végétale

Les graines de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) sont utilisées comme matériel végétal dans cette étude.

3.4.2. Echantillonnage et paramètres mesurés

La variabilité morphologique est conditionnée par le choix des caractères qualitatifs ou quantitatif. Leur nombre et leur nature posent un certain nombre de questions auxquelles seul le sélectionneur, confronté à des objectifs septiques peut répondre (**PERNES, 1984**). La variabilité phénotypiques des variétés du quinoa a été documentée et suivie du semis jusqu'au stade de recolte par des mesures quantitatives et des observations qualitatives sur différentes parties des plantes. Les caractères qui font l'objet de notre étude sont ceux trouvés dans les principaux directeurs pour la conduite de l'examen de la distinction, de l'homogénéité et de la stabilité des caractères du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) et admis par l'UPOV (Union internationale pour la Protection des Obtentions Végétales) (**Tableau 3.1**). Dans notre étude, la caractérisation s'est basée sur **08** caractères morphologiques des graines (**Tableau 3.1**)

3.4.3. Les paramètres étudiés

Les paramètres étudiés au cours de ce travail sont :

3.4.3.1. Les paramètres morphologiques et physiologiques

- **Poids de mille graines (PMG. g)**
- **Aspect et couleur des graines**
- **Couleur des graines en excluant le tégument** : À observer après que les graines ont été frottées doucement avec du papier abrasif.
- **Productivité**
- **Faculté germinative**

3.4.3.2. Les paramètres biochimiques

- **Teneur en proline**

La proline est dosée par la méthode de **Troll et Lindsley (1954)**, simplifiée et mise au point par **Drier et Goring (1974)**. Cette méthode se base sur la coloration rouge produite par l'interaction de la proline avec de la ninhydrine dans un tampon acide.

Extraction

100mg de matériel végétal, est prélevé puis mis dans de tube à essai auquel on ajoute 2ml de méthanol à 40%, le tout est ensuite porté au bain marie à 85 0 C pendant une heure Les extraits peuvent être conservés dans les piluliers en plastique au congélateur.

- **Teneur en sucres solubles**

Les sucres solubles sont dosés par la méthode de **Dreywood (1946)** modifiée par **Shiends et Burnett (1960)** ; le principe de la réaction est basé sur la coloration des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique, qui très concentré, transforme à chaud les glucides en dérivés sulfuriques se colorant en Bleu-vert avec l'authrone.

100mg de la matière fraîche sont placés dans un tube à essai ajouter 3ml d'éthanol à 80% et laisser l'extrait 48h à une température ambiante.

- **Teneur en polyphénol**

Le polyphenol est dosée par la méthode de (**Romani et al., 2006**)

Dans une fiole, introduire 10 à 30 g de la poudre du quinoa ;

Ajouter 100 ml du solvant (eau, éthanol 70 %, acétone 70 % et méthanol 70 %) ;

Laisser le mélange en contacte durant 2,5 h à température ambiante ;

Filtrer le mélange par un tissu ;

Réextraire les résidus une deuxième fois de la même manière précédente ;

Centrifuger le filtrat 20 min à 4000 t/min à température ambiante ;

Filtrer sur papier whatman N° 1 ;

Conserver le filtrat à 4 °C jusqu'à utilisation.

Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est calculé par la formule suivante : (vous pouvez le maître sans référence, c'est commun) (**Falleh et al., 2008**).

$$R (\%) = \frac{MR_{ext}}{MR_{éch}} \times 100$$

Où :

R : le rendement en % ;

MR_{ext} : la masse de l'extrait après évaporation du solvant en mg ;

MR_{éch} : la masse sèche de l'échantillon en mg.

- **Teneur en saponine**

La teneur en saponine de la graine est mesurée à l'aide d'un test de moussage. L'essai doit porter sur des plantes réparties en trois répétitions au moins. Méthode afrosimétrique type (**Koziol, 1991**).

1. Placer 0,5 g (+/- 0,2 g) de graines de quinoa dans un tube à essai (160x16 mm)
2. Ajouter 5 ml d'eau distillée et boucher le tube à essai.
3. Agiter vigoureusement le tube à essai (4 secousses par seconde) pendant 30 secondes avec des mouvements de haut en bas.
4. Laisser reposer le tube à essai pendant 30 minutes.
5. Renouveler les opérations 3 et 4.
6. Après la deuxième période de repos, agiter de nouveau le tube à essai pendant 30 secondes, secouer une dernière fois vers le bas comme un thermomètre.
7. Laisser reposer pendant 5 minutes.
8. Mesurer la hauteur de la mousse à l'aide d'une règle à + ou - 0,1 cm. (**Koziol, 1991**).

Graine : saponine nulle ou faible	moyenne	élevée
Hauteur de la mousse	< 1 cm	1 cm - 5 cm >5cm

3.4.4. Analyse statistique :

Le traitement des données obtenues s'est fait à l'aide du logiciel Stat Box et a porté sur l'analyse de la variance entre les différentes moyennes. Lorsqu'une différence significative a été observée, le test statistique de Newman-Keuls, au seuil de 5%, a été utilisé pour la comparaison des moyennes.

3.5. Deuxième partie : Effet de différents types de prétraitement en condition de stress salin sur quelques les paramètres morpho-physiologique de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.)

3.5.1. Protocole expérimentale

3.5.1.1. Trempage des graines de deux variétés du quinoa dans différents types de prétraitement

Les graines de 2 variétés du quinoa (Giza et Q102) sont utilisées comme matériel végétal dans cette étude.

Les graines sont traitées à l'eau de javel à 0,5% pendant 3 min, lavées abondamment à l'eau, puis rincées à l'eau distillée afin éliminer toute trace de l'eau de javel. De chaque variété, 10 g de graines sont trempées dans les différentes solutions d'amorçage. Pour l'efficacité du traitement, l'imbibition se fait à 26° C dans des boites de Pétri tapissés de deux couche de papier filtre contenant environ 100 ml des différents types de pré traitements. Dans un cas, nous avons ajouté 100 ml de l'eau distillée (pas de prétraitement), dans les autres cas, nous avons ajouté 100 ml de CaCl₂, 100 ml de ZnSO₄ et 100 ml d'Ag₃ (Figure 3.2). Les boites sont mises dans un incubateur réglé à une température de 26°C pendant une durée de 12 heures. Ensuite retirées et rincées à l'eau distillée et déshydratées (séchées sur papier filtre stérile à 25°C) jusqu'à ce que les graines reprennent leur poids initial c'est-à-dire le taux l'humidité qu'elles avaient avant le trempage.



Figure 3.2 : Prétraitement des graines de deux variétés du quinoa par les différents types de prétraitement

3.5.1.2. Prétraitement utilisés

Dans notre expérimentation, nous avons divisé les graines du quinoa en quatre lots de semences. Le premier lot T0 (pas de prétraitement) n'ayant subi aucun traitement, le deuxième lot T1 imbibé par CaCl₂ 2% pendant 12heures, le troisième lot ayant trempée dans

le SnSO₄ 2% pendant 12heures. Le dernier lot de semence a subi un hormoprimering (qui consiste à imbiber les graines par une solution hormonale) par l'AG3 pendant 24h.

CaCl₂ 2%/12 heures

- Peser 2 g de CaCl₂ à l'aide d'une balance de précision
- Ajouter 100 ml d'eau distillée
- Agiter à l'aide d'un agitateur magnétique
- Compléter a 1 litre avec l'eau distillée

ZnSO₄ 2%/12heures

- Peser 2 g de ZnSO₄ à l'aide d'une balance de précision
- Ajouter 100 ml d'eau distillée
- Agiter à l'aide d'un agitateur magnétique
- Compléter a 1 litre avec l'eau distillée

AG3 / 12heures

Préparation de l'AG3 a 15mg/l

- Peser 0.015 g de l'acide gibbérellique à l'aide d'une balance de précision
- Ajouter 1 ml d'éthanol 99.6%
- Bien agiter
- Compléter a 1litre avec l'eau distillée

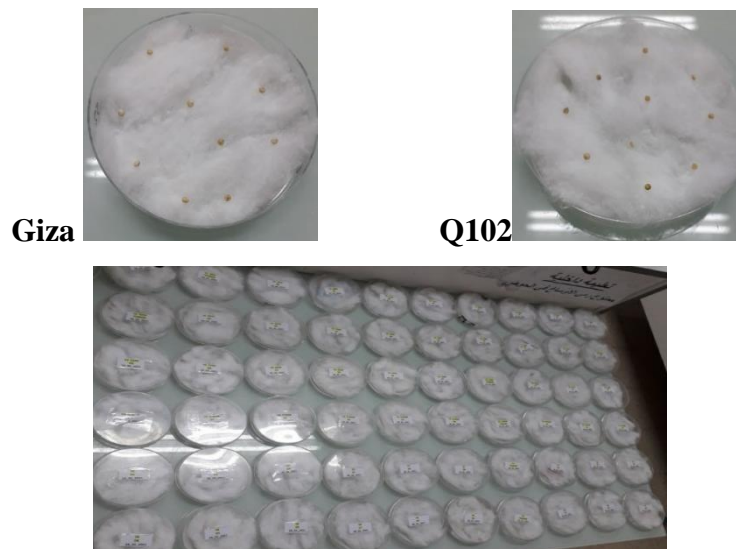


Figure 3.5.1 : Imbibition des graines de deux variétés du quinoa dans les différents types de prétraitement

3.5.1.3. Semis les graines prétraitées dans des conditions de stress salin

Les graines prétraitées et séchées sont mises en germination sous serre dans des sachets de 25 cm x 25 cm contenant un mélange de tourbe et du sable en 1:1 (v/v). Les graines ont été soumises au stress salin pendant 60 jours suivant un dispositif complètement aléatoire.

3.5.2. Les paramètres étudiés

La germination des graines de deux variétés du quinoa 'Giza et Q102' est suivie quotidiennement durant 60 jours en dénombrant le nombre de graines germées toutes les 24 heures. En vue de comparer le comportement des deux variétés vis-à-vis le type de prétraitement dans des conditions de stress salin (200mM), différents paramètres ont été calculés.

Les paramètres étudiés au cours de ce travail sont :

3.5.2.1. Précocité de germination ou temps de latence : signifie le début de la germination, est exprimé en jours.

3.5.2. 2.Taux de germination final ou estimation du taux final de germination (TFG) : ce paramètre constitue le meilleur moyen d'évaluation de la concentration saline qui présente la limite physiologique des graines. Nous calculons le pourcentage final ou maximum des graines germées (Ni) selon la relation : **TFG = Ni x 100 / Nt**

Ni = nombre de graines germées

Nt= nombre total de graines utilisées (Nt)

3.5.2. 3. Indice de vigueur des graines (Ivg) (Jain et Saha, 1971)

$$Ivg = (a / 1 + b / 2 + c / 3 \dots + z / n) \times 100 / S$$

Avec a, b, c, ..., z : nombre de graines qui germent chaque jour ;

n : nombre de jours que dure l'expérience (9 jours dans notre cas) ;

S : nombre de graines testées.

3.5.2.4. Longueur des plants, longueur des racines, poids des plants et poids des racines : ont été mesurée à l'aide d'une règle graduée, et ce pour évaluer la croissance de la plante vis-à-vis du stress salin.

3.5.2. 5. Nombre de feuilles

3.5.2. 6. Teneur en chlorophylle totale, teneur en chlorophylle « a » et « b »

3.5.3. Dispositif expérimentale

Le dispositif expérimental adopté au cours de notre expérimentation est une randomisation totale à deux facteur étudié qui sont : facteur variétés avec deux variantes (Giza, et Q102), et facteur prétraitement avec 4 niveaux (T= pas de prétraitement, CaCl₂, ZnSO₄, et AG3). Chaque essai porte sur 30 graines, soit 3 répétition et chaque répétition comprend 10 graines.

3.5.4. Analyse statistique

Les résultats obtenus sont soumis à l'analyse de la variance à deux facteurs (F1 variétés X F2 doses de NaCl), et les moyennes sont comparées selon le test de Newman-Keuls, basée sur la plus petite différence significative. Chaque moyenne est affectée d'une lettre, les moyennes suivies d'une même lettre n'étant pas significativement différentes.

CHAPITRE IV

RESULTATS ET DISCUSSION

4.1. Partie 1 : Caractérisation morphologique et biochimique des graines de deux variétés du quinoa

4.1.1. Caractérisation morphologique des graines de deux variétés du quinoa

Il apparait de la lecture du tableau 4. 1 (Figure 4.1) que la graine de variété « Giza » sous forme d'une petite graine ronde d'environ 2 mm de diamètre et de couleur légèrement jaune, de couleur blanc en excluant le tégument, a une bonne productivité, faculté germinative et poids de mille graines très élevée, comparativement à Q102 qui caractérisée par des graines jaune de 1.8mm de diamètre, petits disques aplatis, de productivité moyenne, faculté germinative et poids de mille graines élevé.

Tableau 4.1.1 : Quelques paramètres morphologique des graines de deux variétés du quinoa

Paramètres	Giza	Q102
Aspect	ronde	aplatis
Poids de 1000 graines	très élevé	élevé
Couleur des graines	légèrement jaune	jaune
Couleur des graines en excluant le tégument	blanc	blanc
Productivité	bonne	moyenne
Faculté germinative	100%	90%



a



b

Figure 4.1.1 : (a) graine de Giza (b) graine de Q102

4.1.2. Caractérisation biochimique

Tableau 4.1.2 : Teneur en proline de deux variétés du quinoa

Variété	Moyennes \pm Ecart types	Probabilité	Signification
Giza 02	1,69 \pm 0,01 ^B	0	* * *
Q 102	1,7 \pm 0 ^A		

L'analyse de la variance des résultats obtenus a révélé une différence très hautement significative ($p=0$; **tableau ANNEXE**) de l'accumulation de la proline dans les graines de deux variétés du quinoa. La teneur en proline la plus faible est enregistrée chez la variété Giza avec une valeur de 1.69 $\mu\text{g/g}$ Mf. Par contre, les graines de la variété Q102 accumulent plus de prolines dans leurs tissus par rapport 1.7 $\mu\text{g/g}$ Mf.

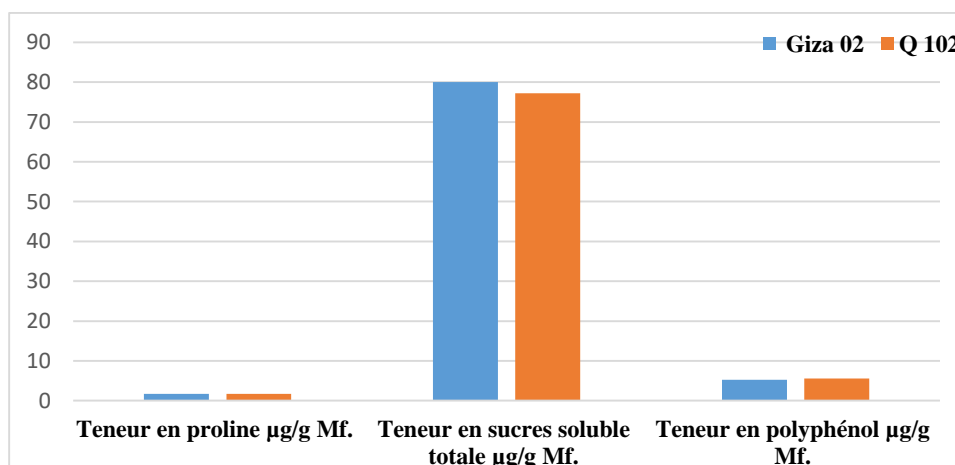


Figure 4.1.2 : Teneur en proline, en sucres solubles totale et en polyphénol de deux variétés du quinoa

Tableau 4.1.3 : Teneur en sucres soluble totale de deux variétés du quinoa

Variété	Moyennes \pm Ecart types	Probabilité	Signification
Giza 02	80,05 \pm 0,35 ^A	0	* * *
Q 102	77,21 \pm 0,07 ^B		

L'analyse de la variance des résultats obtenus a révélé une différence très hautement significative ($p=0$; **tableau ANNEXE**) de l'accumulation de sucres solubles totale dans les graines de deux variétés du quinoa. La teneur en sucre la plus faible est enregistrée chez la

variété Q102 avec une valeur de 77.21 µg/g Mf. Par contre, les graines de la variété Giza accumulent plus de sucre dans leurs tissus avec une valeur de 80.05 µg/g Mf.

Tableau 4.1.4 : Teneur en polyphénol de deux variétés du quinoa

Variété	Moyennes ± Ecart types	Probabilité	Signification
Giza 02	5,29 ± 0,01 ^B	0	* * *
Q 102	5,56 ± 0 ^A		

L'analyse de la variance des résultats obtenus a révélé une différence très hautement significative (p=0 ; **tableau ANNEXE**) de l'accumulation de polyphénol dans les graines de deux variétés du quinoa. La teneur en polyphénol la plus faible est enregistrée chez la variété Giza avec une valeur de 5.29 µg/g Mf. Par contre, les graines de la variété Q102 accumulent plus de polyphénol dans leurs tissus avec une valeur de 5.56 µg/g Mf.

Tableau 4.1.5 : Teneur en saponine de deux variétés du quinoa

Variété	Moyennes ± écart type	Probabilité	Signification
Q 102	3 ± 1 A	0.00015	***
Giza 02	0,8 ± 0,62 B		

L'analyse de la variance des résultats obtenus a révélé une différence très hautement significative (p=0.00015 ; **tableau ANNEXE**) de l'accumulation de saponine dans les graines de deux variétés du quinoa. La teneur en saponine la plus faible est enregistrée chez la variété Giza avec une valeur d'0.8 %. Par contre, les graines de la variété Giza accumulent plus de saponine dans leurs tissus avec une valeur de 3 %.

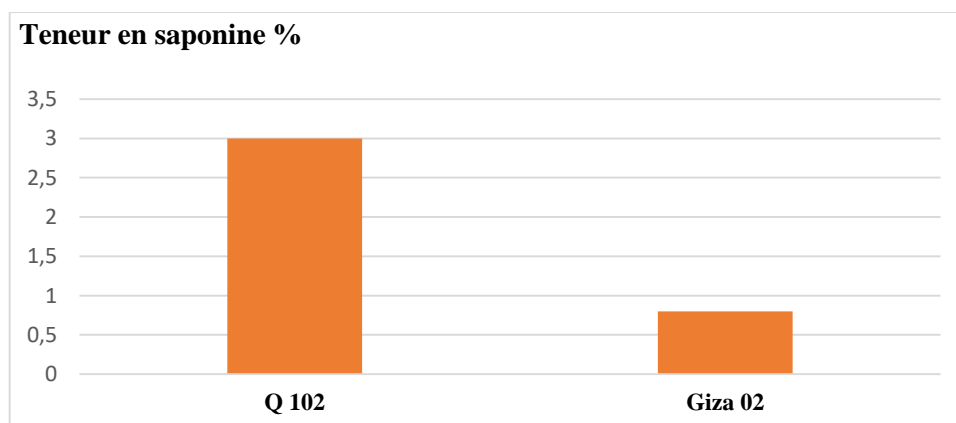


Figure 4.1.3 : Teneur en saponine de deux variétés du quinoa

Discussion

La caractérisation morphologique et biochimiques est une des étapes importantes dans la classification de la variabilité des plantes cultivées (**Manzano et al., 2001 ; Hadj kouider et al., 2017 ; Lallouche et al., 2020 ; Boukhalat Marwa et al., 2020**). En effet, tout programme d'amélioration et de sélection s'appuie nécessairement sur la diversité du germplasma (**Smith et al., 1991**). Elle permet de mettre à la disposition des sélectionneurs et des améliorateurs des informations nécessaires pour leurs travaux de sélection et d'amélioration (**Fraleigh, 1987**). Dans ce contexte les graines de deux variétés semis dans la station expérimentale au département d'agronomie de l'université de M'sila a été étudiée en utilisant des paramètres morphologiques et biochimiques.

Dans la présente étude, l'analyse de la variabilité morphologique et biochimiques des graines de deux variétés du quinoa (Giza et Q102) sa permis d'apprécier la variabilité intraspécifique, d'estimer les distances morphologiques et biochimiques entre ces deux variétés du quinoa. Cette variabilité phénotypique et biochimique a été structurée en deux groupes qui se différencient par les caractères suivants :

Groupe 1 : comprend la variété Giza qui est caractérisée par poids de mille graines très élevé, formes et couleurs des graines ronde et légèrement jaune, très riche en sucre et en saponine, et sa teneur en proline et en polyphénol moyenne (**Tableau**).

Groupe 2 : comprend la variété Q102 qui est caractérisée par poids de mille graines élevé, formes et couleurs des graines aplati jaune, riche en en proline, en sucre et en polyphénol, et très riche en saponine (**Tableau**).

Les graines du quinoa peuvent être de forme conique, cylindrique ou ellipsoïdale, leur taille varie environ entre 1 et 3 mm, leur poids entre 2 et 6 mg (**Jacobsen et Stolen, 1993 ; Mujica et al., 2001**) (**Perre et al., 2009**). Les bords du grain sont d'une grande valeur taxonomique, car ils sont communément marqués chez les formes cultivées, et plus arrondis chez les sauvages (**Tapia et al., 1979, Lescano, 1994, Izquierdo et al., 2001**).

Les saponines sont perçues comme amères, ce qui réduit les caractéristiques organoleptiques et la palatabilité de tous les produits riches en eux (**Bazile et Tania, 2013**).

Les résultats préliminaires obtenus sur la caractérisation morphologique et biochimiques des deux variétés du quinoa montrent clairement que ces variétés analysés présentant une variation pour l'ensemble des caractères utilisés, en particulier ceux liés aux poids de 1000 graines, aspect des graines, teneur en proline, en sucres et en polyphénol. Cette variabilité génétique observée entre les variétés constitue un atout pour les travaux d'amélioration et de sélection.

4.2. Partie 2 : Effet de différents types prétraitement en condition de stress salin (200mM) sur les paramètres morphologiques et les composantes biochimique de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.)

Ce travail a pour objectif l'évaluation de la variabilité morpho-physiologique et biochimique de deux variétés du quinoa en vue d'élucider leur degré de résistance à la salinité. Pour y parvenir, nous avons essayé d'évaluer l'effet de combinaison prétraitement et stress salin sur le taux de germination final, le nombre de feuilles, la longueur et le poids frais racinaire, la longueur et le poids frais des plants et la teneur en chlorophylle totale, « *a* » et « *b* » dans les plants. Et ceci en utilisant différents types d'amorcages et différentes doses de NaCl dans un premier temps et dans un deuxième temps de sélectionner un marqueur morphologique, physiologique et biochimique ceci dans le but de pratiquer une sélection précoce des plants **du quinoa tolérants à la salinité.**

4.2.1. Temps de latence

Le temps de latence qui correspond au temps compris entre le début du test de germination et le moment où la première graine a germé. L'analyse de la variance ne révèle pas un effet significatif entre les différentes variétés sur le temps de latence ($P=0.9$; **tableau ANNEXE**).

Tableau 4.2.1 : Temps de latence sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Moyennes \pm écart type	Probabilité	Signification
Témoin	36 \pm 1 A	0	Très hautement significatif ***
ZnSO ₄	24 \pm 0 B		
CaCl ₂	24 \pm 2 B		
Ag ₃	12 \pm 0 C		

La présence de la même lettre sur les barres d'écart types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

L'analyse de la variance a révélé une différence très hautement significative ($p=0$) du facteur prétraitement sur le temps de latence.

Le temps de latence sous stress salin (200mM) varie avec les types de prétraitements (P=0). Le démarrage de la germination était précoce et rapide sous le prétraitement Ag3 chez les deux variétés qui commence après 12 heures de semi pour toutes les deux variétés testées (**Figure 4.1 et 4.2**).

La germination des graines des deux variétés du quinoa est aussi précédée par un long temps de latence sous les prétraitements ZnSO₄ et CaCl₂ (24h). Ce temps est plus long pour le témoin (36h).

L'analyse de la variance ne révèle pas un effet significatif pour l'interaction types de prétraitement et variétés sur le temps de latence (P=0.9).

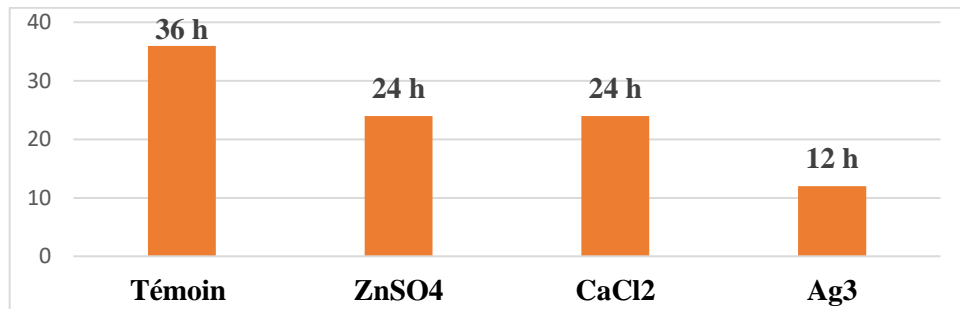


Figure 4.2.1 : Temps de latence sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM)

4.2.2. Taux de germination

Le taux de germination, en conditions de pré traitement et stress salin, donne toujours une idée plus ou moins précise du comportement des variétés étudiées.

Les résultats de la figure 1 illustrent l'effet de différents types de prétraitements sur le taux de germination des graines de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) dans des conditions de stress salin (200mM). L'analyse de la variance a révélé une différence très hautement significative (p=0 ; **tableau ANNEXE**) du facteur prétraitement sur le taux de germination des graines.

Le taux de germination final sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM) est de 40.33%, 46.62%, 66.62%, 73.33% et 93.33 %, respectivement

sous les prétraitements : Témoin, ZnSO₄, CaCl₂ et Ag₃. Alors qu'il est plus élevé par le prétraitement Ag₃ chez les deux variétés « Giza et Q102 » qui présentent des taux de germination significativement plus élevés ($p = 1$) respectivement de 93,33 % et 73,33 % (Figure

Tableau 4.2.2 : Taux de germination final sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM)

Variétés	Témoin	ZnSO ₄	CaCl ₂	Ag ₃
Giza	46,33±0,33 D	66,33±0,33 C	66,62±0,203 C	93,33±0,33 A
Q102	40,33±0,33 E	66,18±0,41 C	66,62±0,203 C	73,33±0,33 B
Probabilité	0			
Signification	Très hautement significatif ***			

La présence de la même lettre sur les barres d'écart types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

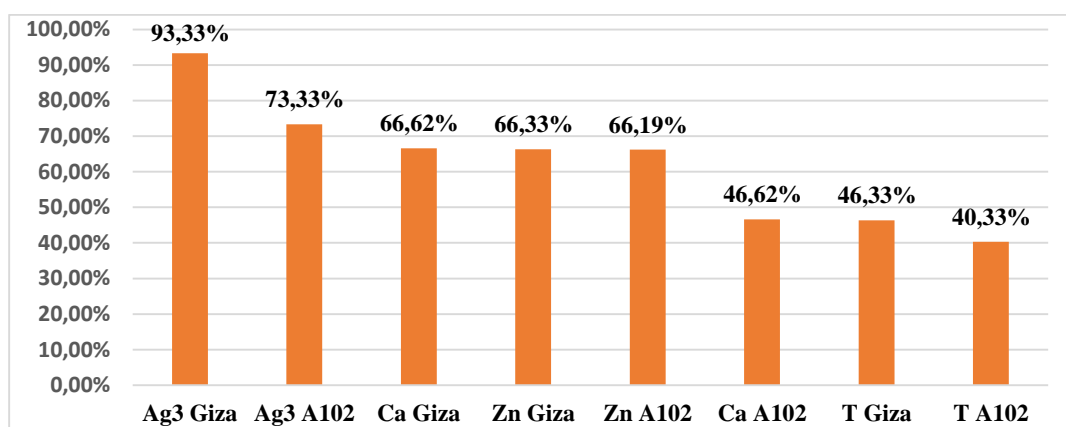


Figure 4.2.2 : Taux de germination final sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM)



Figure 4.2.3 : Taux de germination final sous différents types de prétraitements en condition de stress salin (200mM)

4.2.3. Index de vigueur des semences

L'indice de germination est l'un des paramètres les plus étudiés. Les résultats présentés dans la figure 2 montrent que la technique de prétraitement améliore la performance des graines traitées après plantation dans un milieu salin (200mM) et cela par l'augmentation de l'index de vigueur des semences. L'analyse statistique montre une différence très hautement significative ($p=0$; **tableau ANNEXE**) entre les différents types de prétraitements des graines sur l'indice de vigueur des graines semis dans des conditions de stress salin (200mM).

Tableau 4.2.3 : Indice de vigueur des graines sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Variétés	Témoin	ZnSO4	CaCl2	Ag3
Giza	30,567±0.34 ^E	44,323±0.13C	44,423±0.22C	62,213±0.21 A
Q102	26,597±0.27F	44,15±0.28C	44.42 ±0.16C	48,61±0.29B
Probabilité	0			
Signification	Très hautement significatif ***			

La présence de la même lettre sur les barres d'écarts types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

L'index de vigueur des graines le plus élevé est observé chez les graines prétraitées par l'Ag3 chez les deux variétés Giza et Q102 avec les valeurs de 62.21 et 48.61 respectivement, suivis par les graines prétraitée par CaCl2 et ZnSO4 avec une valeur de 44. En revanche, les graines non traité a donné la performance des graines la plus faible et inférieur à celle enregistrée par les graines traitées avec une moyenne d'index de vigueur chez Giza et Q102 de 30.56 et 26.59 respectivement.

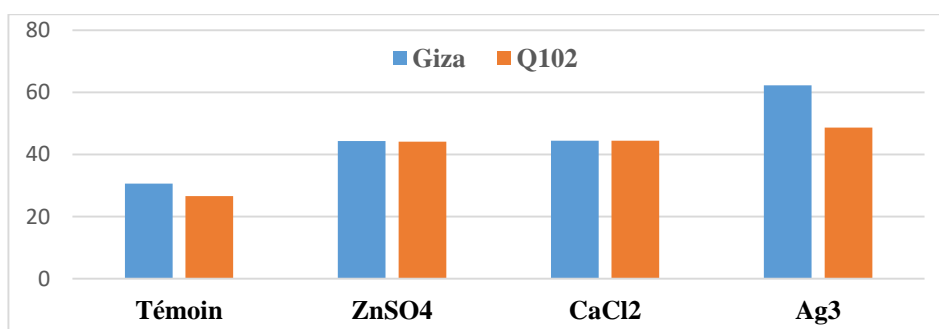


Figure 4.2.4 : Indice de vigueur des graines en fonction des types de prétraitement sous stress salin (200mM)

Tableau 4.2.4 : Longueur de plante sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Significatif
T	0 ± 0 ^F	20,13 ± 0,15 ^E	0	* * *
CaCl2	24,93 ± 0,74 ^C	20,1 ± 0,1 ^E		
ZnSO4	21,33 ± 0,35 ^{DE}	22,07 ± 0,21 ^D		
Ag3	29,67 ± 2,08 ^A	27,1 ± 0,17 ^B		

La présence de la même lettre sur les barres d'écart types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

Les résultats obtenus (Fig. 5, tableau) montrent que le prétraitement des graines affecte positivement la longueur des plants. L'analyse de la variance des résultats a révélé une différence hautement significative ($p=0$; **tableau ANNEXE**) entre les différents types de prétraitement sur la longueur des plants. Les valeurs de longueur des plants les plus importantes sont remarquées chez les plantes issues des graines prétraitées par l'AG3, e CaCl2 et ZnSO4, suivi par les plantes. En revanche, les plantes issues des graines non traitées (T0) enregistrent la longueur des plants la plus faible.

Tableau 4.2.5 : Poids frais des plants sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Significatif
T	0 ± 0 ^G	0,32 ± 0,04 ^F	0	* * *
CaCl2	3,18 ± 0,32 ^A	1,31 ± 0,01 ^E		
ZnSO4	2,69 ± 0,32 ^B	1,7 ± 0,03 ^D		
Ag3	2,12 ± 0,11 ^C	2,5 ± 0,01 ^B		

La présence de la même lettre sur les barres d'écart types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

Les résultats obtenus dans notre expérimentation (Fig. 5, tableau) montrent que le prétraitement des graines affecte positivement le poids frais des plants. L'analyse de la variance des résultats a révélé une différence hautement significative ($p=0$; **tableau ANNEXE**) entre les différents types de prétraitement sur le poids frais des plants. Les valeurs du poids frais des plants les plus importantes sont remarquées chez les plantes de la variété de Giza issues des graines prétraitées par le CaCl2, ZnSO4 chez Giza et l'Ag3, suivi

par les plantes de Q102 prétraité par l'AG3, ZnSO4 et e CaCl2. En revanche, les plantes issues des graines non traitées (T0) enregistrent le poids de l'appareil végétatif le plus faible.

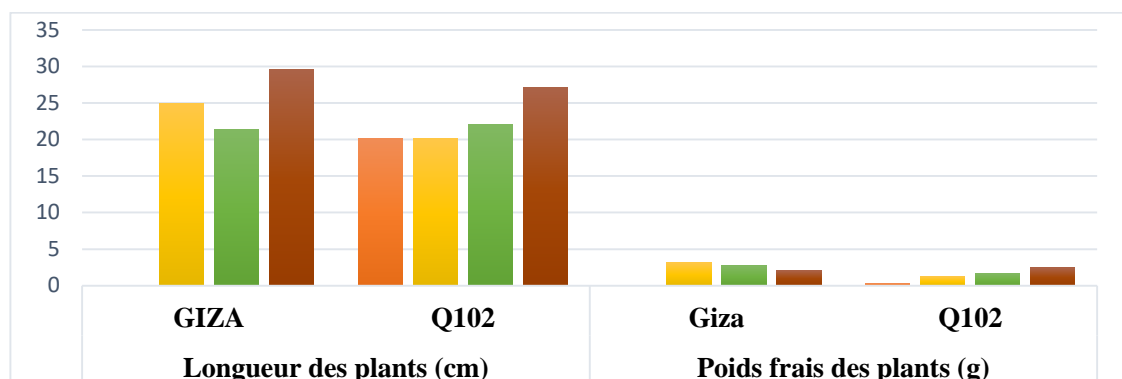


Figure 4.2.5 : Longueur et poids frais des plants issus des graines prétraitées en condition de stress salin (200 mM)

Tableau 4.2.6 : Nombre des feuilles sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Significatif
T	0 ± 0 ^F	5 ± 1 ^E	0	* * *
CaCl2	26 ± 2 ^A	8,67 ± 0,58 ^D		
ZnSO4	22,67 ± 1,53 ^B	22 ± 1 ^B		
Ag3	19,33 ± 0,58 ^C	21,33 ± 0,58 ^B		

La présence de la même lettre sur les barres d'écarts types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

Les résultats obtenus dans notre expérimentation (Fig. 5, tableau) montrent que le prétraitement des graines affecte positivement le nombre des feuilles. L'analyse de la variance des résultats a révélé une différence hautement significative ($p=0$; **tableau ANNEXE**) entre les différents types de prétraitement sur le nombre de racines. En effet, le nombre moyen de feuilles par plants varie entre 5 pour le témoin (pas de prétraitement) et 26 feuilles pour les plants issues des graines prétraitées par CaCl2 (Tableau 1).

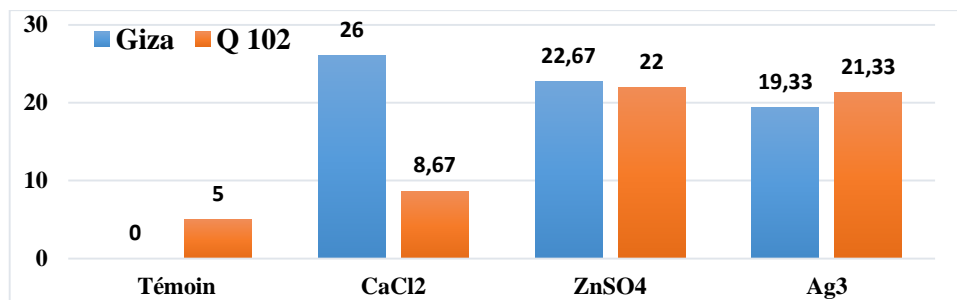


Figure 4.2.6: Nombre des feuilles sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Tableau 4.2.7 : Variable de poids racines sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Significatif
T	0 ± 0	0,02 ± 0,01	0,5391	Non significatif (ns)
CaCl₂	0,18 ± 0,13	0,2 ± 0,01		
ZnSO₄	0,18 ± 0,13	0,1 ± 0,01		
Ag₃	0,14 ± 0,04	0,11 ± 0,01		

La présence de la même lettre sur les barres d'écart types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

Les résultats obtenus (Fig. 5, tableau) montrent que les racines des plants issus des graines prétraitée par l'AG₃, CaCl₂, ZnSO₄ n'affecte pas ce paramètre. L'analyse de la variance des résultats a révélé une différence non significative ($p=0.053$; **tableau ANNEXE**).

Tableau 4.2.8 : Variable de longueur racines sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Significatif
T	0 ± 0 ^G	8,03 ± 0,06 ^F	0	* * *
CaCl₂	16,84 ± 1,14 ^B	12,1 ± 0,1 ^D		
ZnSO₄	17,17 ± 0,96 ^B	19,03 ± 0,06 ^A		
Ag₃	9,13 ± 0,15 ^E	13,1 ± 0,1 ^C		

La présence de la même lettre sur les barres d'écart types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

Les résultats obtenus (Fig. 5, tableau) montrent que le prétraitement des graines affecte positivement la longueur de racines. L'analyse de la variance des résultats a révélé une différence hautement significative ($p=0$; **tableau ANNEXE**) entre les différents types de prétraitement sur la longueur des racines. En effet, la longueur moyenne des racines par plants varie entre 8.03 cm pour le témoin (pas de prétraitement) et 26 cm pour les plants issus des graines prétraitées par $ZnSO_4$ (Tableau 1).

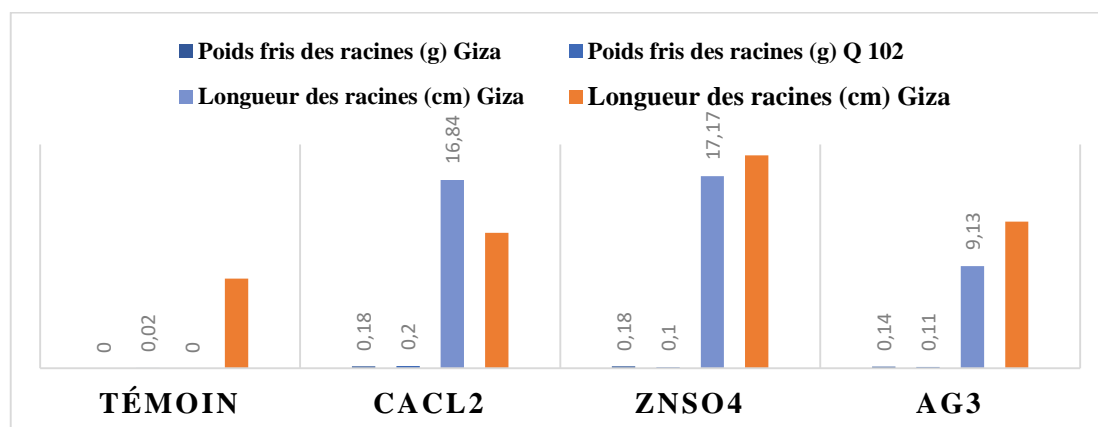


Figure 4.2.8: Longueur racines et poids des racines sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Tableau 4.2.9 : Teneur en Chlorophylle « a » sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Signification
T	0 ± 0^H	$8,34 \pm 0,01^A$	0	* * *
CaCl2	$6,57 \pm 0,01^E$	$7,65 \pm 0,03^C$		
ZnSO4	$7,94 \pm 0,01^B$	$5,18 \pm 0,01^G$		
Ag3	$6,27 \pm 0,01^F$	$6,99 \pm 0^D$		

La présence de la même lettre sur les barres d'écarts types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

Les résultats obtenus dans notre expérimentation (**Tableau ; Fig. 5**) montrent que le type de prétraitement en condition de stress salin (200mM) a un effet négatif sur l'accumulation de la teneur en chlorophylle « a ».

L'analyse de la variance des résultats a révélé un effet très hautement significatif ($p=0$; tableau ANNEXE) de prétraitement sur l'accumulation de la teneur en chlorophylle « a » dans les feuilles de deux variétés du quinoa.

La teneur la plus élevée est enregistrée au niveau des plantes issues des graines non traitées (pas de prétraitement) et les plantes prétraitées par le ZnSO₄ avec une valeur de 8.34 µg/gMF chez Q102 et 7.94 µg/gMF chez Giza pour les deux traitements. Par contre, les plantes issues des graines qui ont subi un prétraitement, accumulent moins de chlorophylle dans leurs tissus par rapport aux plantes témoins. Les teneurs de la chlorophylle « a » les moins élevées sont données par les traitements Ag3 et CaCl₂ (Tableau).

Tableau 4.2.10 : Teneur en chlorophylle « b » sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Signification
T	0 ± 0 ^H	3,25 ± 0,01 ^A	0	* * *
CaCl₂	2,01 ± 0 ^E	2,89 ± 0,01 ^B		
ZnSO₄	2,62 ± 0,02 ^C	1,82 ± 0,01 ^G		
Ag3	1,98 ± 0,01 ^F	2,41 ± 0,01 ^D		

La présence de la même lettre sur les barres d'écarts types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

L'analyse de la variance des résultats a révélé un effet très hautement significatif ($p=0$; tableau ANNEXE) de prétraitement sur l'accumulation de la teneur en chlorophylle « b » au niveau des feuilles de deux variétés du quinoa.

La teneur la plus élevée est enregistrée au niveau des plantes issues des graines non traitées (pas de prétraitement). Par contre, les plantes issues des graines qui ont subi un prétraitement, accumulent moins de chlorophylle « b » dans leurs tissus par rapport aux plantes témoins. Les teneurs de la chlorophylle « b » les moins élevées sont données par les traitements AG3 et ZnSO₄ (Tableau).

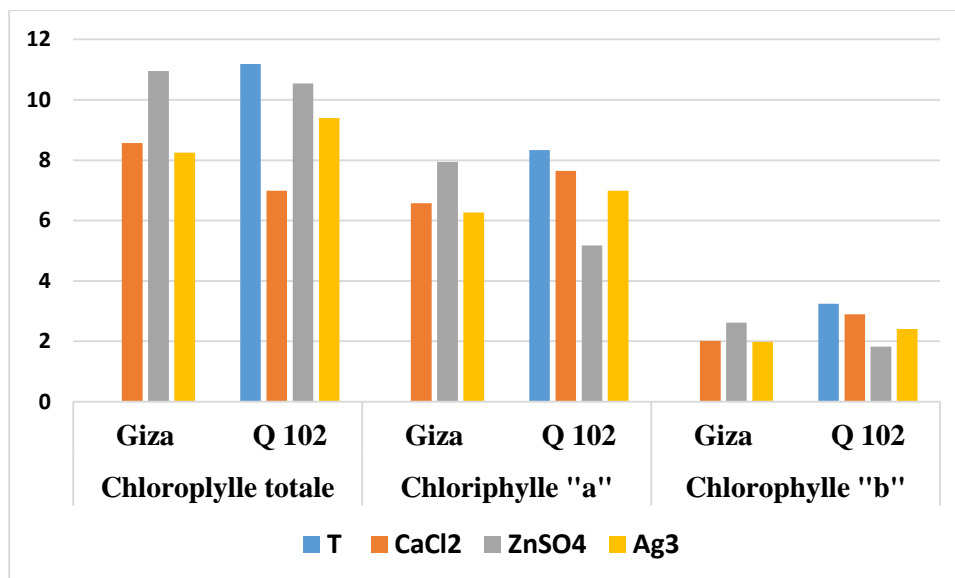


Figure 4.2.10 : Teneur en chlorophylle totale, « a » et « b » sous différents types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Tableau 4.2.11 : Teneur en chlorophylle totale sous différentes types de prétraitement en condition de stress salin (200mM)

Types de prétraitements	Giza	Q 102	Probabilité	Signification
T	0 ± 0^H	$11,19 \pm 0,01^A$	0	Très hautement significatif * * *
CaCl2	$8,57 \pm 0,01^E$	$6,99 \pm 0^G$		
ZnSO4	$10,96 \pm 0,01^B$	$10,54 \pm 0,02^C$		
Ag3	$8,25 \pm 0,01^F$	$9,4 \pm 0,01^D$		

La présence de la même lettre sur les barres d'écart types indique l'absence de différence significative au seuil d'erreur 5% entre les valeurs correspondantes.

Les résultats obtenus dans notre expérimentation (**Tableau ; Fig. 5**) montrent que le type de prétraitement en condition de stress salin (200mM) a un effet négatif sur l'accumulation de la teneur en chlorophylle totale qui est considérée comme métabolite du stress chez les plantes supérieures.

L'analyse de la variance des résultats a révélé un effet très hautement significatif ($p=0$; **tableau ANNEXE**) de prétraitement sur l'accumulation de la teneur en chlorophylle totale dans les feuilles du quinoa.

La teneur la plus élevée est enregistrée au niveau des plantes issues des graines non traitées (témoin) et les plantes prétraitées par le ZnSO₄ avec une valeur de 11.19 chez Q102 et 10.54 µg/gMF pour les deux traitements. Par contre, les plantes issues des graines qui ont subi un prétraitement, accumulent moins de chlorophylle totale dans leurs tissus par rapport aux plantes témoins. Les teneurs de la chlorophylle totale les moins élevées sont données par les traitements AG3 et CaCl₂ (Tableau).

DISCUSSION

Ces résultats viennent confirmer les effets positifs relevés, à travers des études antérieures, exercés par les différents types de prétraitements en condition de stress salin sur le processus germinatif et la performance des plantules chez plusieurs espèces. Des résultats comparables ont été observés chez différentes variétés de haricot (**Dastborhan et Ghassemi-Golezani, 2015 ; Ma et al., 2019**), de lentille (**Suriya-arunroj et al., 2004**), de pois chiche (**Elsawy et al., 2018**), et d'autres légumineuses fourragères (**Abbasi et al., 2014 ; , Temel and Gozukirmizi, 2015**).

Nos résultats sont en accord avec ceux de **Wang et al., (2015)**, qui ont confirmé que le prétraitement des graines améliore du taux de germination par une accumulation de douze protéines nécessaires à la germination. **Miladinov et al., (2014)** ajoutent que l'hormoprimer l'osmoprimer (KNO_3) et l'hydroprimer (H_2O) améliorent la germination et la vigueur des semences d'Atriplex (*Glycin max L.*).

Gerra et al., (2020), montre que le prétraitement des graines par l'hormoprimer comme est bénéfique pour la germination et la vigueur des plantules en conditions du stress abiotique.

Les graines qui ont subi un prétraitement présentaient une imbibition plus rapide que les graines non traitée. **Nagarajan et al., (2005)**, trouvent que l'amélioration de taux germination par les différents types de prétraitement pourrait être directement liée à la modification des relations entre les graines et l'eau.

CONCLUSION

Les résultats obtenus dans notre étude montrent que la technique de prétraitement en condition de stress salin et particulièrement l'AG3 a un effet positif sur le taux de germination et la qualité (vigueur) des semences. Ces derniers ont diminué l'effet néfaste du stress salin sur les deux variétés du quinoa (Giza et Q102) par l'augmentation de taux de germination et la vigueur des graines, par la diminution de la teneur en chlorophylle totale et par la réduction de la partie végétatif et le développement du système racinaire.

L'ensemble de ces résultats, à but appliqué, a conduit à l'obtention des résultats qui nous permettent de mieux comprendre comment les prétraitements de différents type agir positivement sur le pouvoir germinatif, sur la vigueur des graines sur le système aérienne et racinaire en présence de stress salin (200mM). En terme de perspective, il conviendrait d'exploiter les résultats obtenus à travers de cette étude afin d'assurer un programme de gestion de stress salin.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Falleh H., Ksouri R., Chaieb K., Karray-Bouraoui N., Trabelsi N., Boulaaba M. and Abdely C., Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities, Comptes Rendus Biologies, V. 331, (2008), 372–379.

ANNEXE I

Protocole expérimental

1.1. Dosage de la proline

La proline est dosée par la méthode de TROLL ET LINDSLEY (1954), simplifiée et mise au point par DRIER et GORING (1974). Cette méthode se base sur la coloration rouge produite par l'interaction de la proline avec de la ninhydrine dans un tampon acide.

Extraction

100mg de matériel végétal, est prélevé puis mis dans de tube à essai auquel on ajoute 2ml de méthanol à 40%, le tout est ensuite porté au bain marie à 85 0 C pendant une heure.

Les extraits peuvent être conservés dans les piluliers en plastique au congélateur.

Préparation de la solution mère de proline S 1

20mg de proline sont mis dans une fiole jaugée de 100ml sur lequel on verse du méthanol à 40% jusqu'à atteindre 100ml.

Préparation de la solution mère de proline S 2

-10ml de la solution mère S 1 est porté dans une nouvelle fiole jaugée de 100ml, on ajuste à

100ml avec du méthanol 40%, on obtient une solution S 2 de 20µg/ml de proline.

-10 fioles jaugées de capacité 10ml sont prises et numérotées de 1 à10.

-On porte dans chacune d'elle 1à10ml de la solution S 2, puis chacune est ajustée à10ml avec du méthanol 40%.

- ensuite 11 tubes à essai sont numérotés de T0à T10 dont chacun contiendra :

T0=1ml du méthanol qui servira à faire le zéro à la lecture de la DO

T1= 1ml prélevé de la fiole n°1, soit 2µg de proline

T2= 1ml prélevé de la fiole n°2, soit 4µg de proline

T3= 1ml prélevé de la fiole n°3, soit 6µg de proline

T4= 1ml prélevé de la fiole n°4, soit 8µg de proline

T5= 1ml prélevé de la fiole n°5, soit 10µg de proline

T6= 1ml prélevé de la fiole n°6, soit 12µg de proline
T7= 1ml prélevé de la fiole n°7, soit 14µg de proline
T8= 1ml prélevé de la fiole n°8, soit 16µg de proline
T9= 1ml prélevé de la fiole n°9, soit 18µg de proline
T10= 1ml prélevé de la fiole n°10, soit 20µg de pro line

Préparation du Réactif

On mélange dans une bouteille en verre :

300ml d'acide acétique solution A

80ml d'acide ortho phosphorique D=1,7

120ml d'H₂O stérile

Soit n le nombre de tube à dosé (extraits et étalons)

On met dans un bécher

(n+4)25mg de ninhydrine

(n+4) ml de la solution A solution B Agiter

(n+4) ml d'acide acétique

Dosage

Porté le bain marie à 100 0 C

Prendre 1ml de l'extrait

Mettre 2ml de la solution

Ces tubes sont mis au bain marie pour une demi-heure

On obtient une coloration rose

Laisser refroidir

Puis additionner 5ml de benzène à chaque tube

Deux phases se distinguent : une supérieure et une inférieure, on agite les tubes

Finalement on pipete la phase organique qu'on dépose dans des tubes propres contenant chacun une spatule de Na₂SO₄ (une pincée). La lecture de la densité optique se fait à 528nm.

La teneur en proline est donnée par l'équation

$$Y = 2 * 1000 * X$$

MF * 115.13 ; Y= teneur en proline ; 115.13= masse molaire de la proline

MS= masse de matière sèche ; $0,45 y = 0,0191x + 0,0612$; $R^2 = 0,992$

1.2. Dosage des sucres solubles

Les sucres solubles sont dosés par la méthode de **Dreywood (1946)** modifiée par **Shiends et Burnett (1960)** ; le principe de la réaction est basé sur la coloration des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique, qui très concentré, transforme à chaud les glucides en dérivés sulfuriques se colorant en Bleu-vert avec l'authrone.

100mg de la matière fraîche sont placés dans un tube a essai ajouter 3ml d'éthanol à 80% et laisser l'extrait 48h à une température ambiante.

Préparation du Réactif

Il est préparé 4 heures avant le dosage et se garde au frais

Il est constitué de 0.2g d'anthrone pure dissout dans un 1 litre de H₂SO₄.

Préparation la courbe étalon

Une première solution S 1 est préparée de la manière suivante :

100mg de glucose sont porté dans une fiole jaugée de 100ml compléter à 100ml avec L'éthanol 80% c'est la solution S 1

Ensuite en prélève 10ml de la solution S 1 qu'on porte dans une fiole jaugée compléter à 100ml avec de l'éthanol 80%, on obtient une solution mère S 2 de concentration en glucose égale à 100mg/ml

10 fioles jaugées de capacité 10ml sont prises et numérotées de 1 à 10, dans lesquelles on met respectivement de 1ml à 10ml (à l'aide d'une pipette de 10ml) puis ajustées à 10ml avec de l'éthanol 80%

11 tubes à essais sont pris et numérotés de T0 à T10

T0 contient 2ml éthanol 80% qui servira à faire le zéro lors de la lecture des densités optiques

T1= 2ml prélevé de la fiole n°1, soit 10µg de glucose

T2= 2ml prélevé de la fiole n°2, soit 20µg de glucose

T3= 2ml prélevé de la fiole n°3, soit 30µg de glucose

T4= 2ml prélevé de la fiole n°4, soit 40µg de glucose

T5= 2ml prélevé de la fiole n°5, soit 50µg de glucose

T6= 2ml prélevé de la fiole n°6, soit 60µg de glucose

T7= 2ml prélevé de la fiole n°7, soit 70µg de glucose

T8= 2ml prélevé de la fiole n°8, soit 80µg de glucose

T9= 2ml prélevé de la fiole n°9, soit 90µg de glucose

T10= 2ml prélevé de la fiole n°10, soit 100µg de glucose

Dosage

On allume le bain marie à 92 O C

-2ml d'extrait sont prélevés et mis dans des tubes à essai baignant dans la glace fondante

-4ml de réactif est ajoutée dans les tubes (dans les extraits et les étalons)

-les tubes sont portés au bain-marie pendant 8minutes à 92 o C, une coloration bleu-vert apparaît

-on retire les tubes pour les placer directement dans la glace fondante afin d'arrêter la réaction

-puis ils sont mis à l'obscurité au froid durant 30minutes.

- la lecture de la DO se fait à une longueur d'onde de 585nm

$$Y=aX+b$$

Y=Densité optique

X= quantité de glucose

MF= masse de la matière fraîche

Y= teneur en sucres

180.16 = masse molaire de glucose.

La teneur en sucre est donnée par la relation suivante :

$$Y= X * 3 * 1000 \mu\text{g}/100\text{mg de MF}$$

1.3. Dosage de la chlorophylle

La teneur en chlorophylle a été déterminée par la méthode de Mackinney (1941). Il s'agit de broyer 100mg fraîche de matière fraîche en présence d'acétone 80% après filtration on mesure la densité optique aux valeurs d'absorption spécifiques 663nm et 645nm.

Les quantités en mg/100mg de matière fraîche des chlorophylles a et b sont déterminés par les formules suivantes :

$$\text{Ch a} = 12\text{DO}_{633} - 2.67\text{DO}_{645} \quad \text{Ch b} =$$

$$22.5 \text{DO}_{645} - 4.68\text{DO}_{663}$$

ANNEXE II

Tableau : Analyse de la variance de temps de latence

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
Var. Totale	1744	23	75,826				
Var. Facteur 1	1728	3	576	576	0		
Var. Facteur 2	0	1	0	0	0,99		
Var. Inter F1*2	0	3	0	0	0,99		
Var résiduelle 1	16	16	1			1	4,17%

Tableau : Analyse de la variance de taux de germination

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
Var. Totale	6355,781	23	276,338				
Var. Facteur 1	5100,154	3	1700,051	17056,73	0		
Var. Facteur 2	798,454	1	798,454	8010,944	0		
Var. Inter F1*2	455,578	3	151,859	1523,615	0		
Var résiduelle 1	1,595	16	0,1			0,316	0,51%

Tableau : Analyse de la variance de l'indice de vigueur des graines

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
Var. Totale	2858,993	23	124,304				
Var. facteur 1	2290,993	3	763,664	12171,08	0		
Var. facteur 2	361,694	1	361,694	5764,583	0		
Var. inter F1*2	205,303	3	68,434	1090,687	0		
Var. résiduelle 1	1,004	16	0,063			0,25	0,60%

Tableau : Analyse de la variance de la longueur des plants

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	1722.35	23	74.88				
var. facteur 1	68.01	1	86.01	106.54	0		
var. facteur 2	932.55	3	310.85	486.97	0		
var. inter f1*2	711.58	3	237.19	371.58	0		
var résiduelle 1	10.21	16	0.64			0.8	3.87%

Tableau : Analyse de variance du poids des racines

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	0.19	23	0.01				
var. facteur 1	0	1	0	0.37	0.56029		
var. facteur 2	0.11	3	0.04	7.83	0.00202		
var. inter f1*2	0.01	3	0	0.75	0.5391		
var résiduelle 1	0.07	16	0			0.07	57.87%

Tableau : Analyse de variance de la longueur des racines

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	810.61	23	35.24				
var. facteur 1	31.26	1	31.26	109.71	0		
var. facteur 2	646.77	3	215.59	756.66	0		
var. inter f1*2	128.03	3	42.68	149.78	0		
var résiduelle 1	4.56	16	0.28			0.53	4.48%

Tableau : Analyse de variance du nombre des feuilles par plants

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	1967.63	23	85.55				
var. facteur 1	45.37	1	45.37	38.89	0.00002		
var. facteur 2	1454.13	3	484.71	415.47	0		
var. inter f1*2	449.46	3	149.82	128.42	0		
var résiduelle 1	18.67	16	1.17			1.08	6.91%

Tableau : Analyse de la variance du poids frais

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	27.25	23	1.18				
var. facteur 1	1.75	1	1.75	63.6	0		
var. facteur 2	19.7	3	6.57	238.69	0		
var. inter f1*2	5.36	3	1.79	64.93	0		
var résiduelle 1	0.44	16	0.03			0.17	9.60%

Tableau : Analyse de la variance de la teneur en chlorophylle « a »

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	149.66	23	6.51				
var. facteur 1	16.12	1	16.2	127759.9	0		
var. facteur 2	37.62	3	12.54	98869.53	0		
var. inter f1*2	95.83	3	31.94	251843.9	0		
var résiduelle 1	0	16	0			0.01	0.18%

Tableau : Analyse de la variance de la teneur en chlorophylle « b »

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	20.45	23	0.89				
var. facteur 1	5.3	1	5.3	56040.26	0		
var. facteur 2	2.21	3	0.74	7803.91	0		
var. inter f1*2	12.94	3	4.31	45629.59	0		
var résiduelle 1	0	16	0			0.01	0.46%

Tableau : Analyse de la variance de la teneur en chlorophylle totale

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	276.75	23	12.03				
var. facteur 1	40.03	1	40.03	338528.7	0		
var. facteur 2	57.73	3	19.24	162729.3	0		
var. inter f1*2	178.98	3	59.66	504513.4	0		
var résiduelle 1	0	16	0			0.01	0.13%

Tableau : Analyse de la variance de la teneur en proline

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	4.37	14	0.31				
var. facteur 1	4.37	4	1.09	91655.67	0		
var résiduelle 1	0	10	0			0	0.18%

Tableau : Analyse de la variance de la teneur en sucre

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	575.29	14	41.09				
var. facteur 1	574.53	4	143.63	1893.67	0		
var résiduelle 1	0.76	10	0.08			0.28	0.36%

Tableau : Analyse de la variance de la teneur en polyphénol

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	20.42	14	1.46				
var. facteur 1	20.35	4	509	680.17	0		
var résiduelle 1	0.07	10	0.01			0.09	1.57%

Tableau : Analyse de la variance de la teneur en saponine

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
var. totale	27.98	14	2				
var. facteur 1	24.78	4	6.2	19.4	0.00015		
var résiduelle 1	3.19	10	0.32			0.57	39.24 %