

UNIVERSITE KASDI MERBAH – OUARGLA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES



Mémoire

MASTER ACADEMIQUE

Domaine : **Sciences de la Nature et de la Vie**

Filière : **Biologie**

Spécialité : **Biotechnologie Végétale**

Présenté par : MOULOUDI DJAHIDA

Thème

Effet du stress hydrique sur quelques paramètres morphologiques, physiologiques et biochimiques sur deux populations de *Chenopodium quinoa* Willd.

Soutenu le:09/07/2019

Devant le jury :

Mr. Belaroussi Mohammed	Présidente	M.C.B	UKM OUARGLA
Melle. SALHI Nesrine	Examinatrice	P.R	UKM OUARGLA
Mme. DJERROUDI Ouiza	Promotrice	M.C.B	UKM OUARGLA
Mr. CHAABENA Ahmed	Co- Promotrice	M.A.A	UKM OUARGLA

Année Universitaire : 2018 /2019

Remerciements

Avant tout, je remercie DIEU le tout puissant, qui m'a donné la force et le courage pour réaliser ce modeste travail, atteindre mon but et réaliser ainsi un rêve.

*Mes vifs remerciements et ma profonde gratitude s'adressent à notre promoteur **Mme. DJERROUDI Ouiza** Maître de conférences A à l'université d'Ouargla, pour avoir accepté de m'encadrer et ainsi que pour ses précieux conseils, orientations, sa disponibilité, sa gentillesse, sa modestie et pour l'intérêt bienveillant manifesté pour notre travail. Je remercie aussi co-promotrice Mr **CHAABENA Ahmed** pour l'aider et le conseiller.*

*Merci aussi à la présidente du jury de soutenance. **Belaroussi Mohammed** et à l'examineur **Melle. SALHI Nesrine**, tous nos remerciements pour avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce travail.*

*Également, mes sincères remerciements à madame **kalthoum maamri** pour ses encouragements*

Je remercie enfin tous ceux qui m'ont rendu service et qui ont contribué de près ou de loin pour accomplir ce travail.





Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

*A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la
flamme de mon
cœur, ma vie et mon bonheur ; maman.*

*A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien
moral et
source de joie, celui qui s'est toujours sacrifié pour me
voir
réussir, mon père.*

*A ceux qui m'ont soutenu, encouragé moralement et
toujours à mes cotés :*

A mon frère : Nassriddine, Mahfoudh, Djamel et Walid.

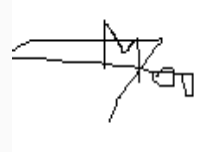
A mes sœurs : Nadia, rabab et Abir.

*A petits-enfants de la famille : Sidra, Chahinaze,
Abdelbari, Mohammed Amine et bailasane.*

*A tous mes chers amis : surtout Sourayia, Khamissa et
Elghalia.*

A tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin.

Djahida



Liste des abréviations

- FAO : Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture
- V : Volume
- MF : Matière fraîche
- PF : Poids frais
- Ps : Poids sec
- Ppt : poids en pleine turgescence
- TRE : teneur relative en eau
- DHS : Déficit hydrique de saturation
- AFD : Analyse Factorielle Discriminante
- N : Nombre d'observations
- P : Nombre de variables explicatives
- K : Nombre de groupes.

Liste des figures

<i>figures</i>	<i>Titres</i>	<i>Pages</i>
01	Graines de population GIZA.	12
02	Graines de population Q102.	12
03	Lieu de l'expérimentation.	12
04	Protocol la méthode de travail.	13
05	pots tapissés par une couche de gravier.	14
06	pots remplis de mélange du sable et terreau	14
07	dispositif expérimental de l'essai des deux variétés GIZA1(A) et Q102(B).	15
08	Semis des gaines	15
09	Mesurée la hauteur finale des plants par règle en cm.	16
10	La croissance des plants de quinoa (GIZA) en cm/jours.	20
11	La croissance des plants de quinoa (Q102) en cm/jours.	20
12	Variation de la hauteur finale des plants (cm) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.	22
13	Variation de la longueur des racines chez les deux populations GIZA (A) et Q102 (B) deux mois après le traitement hydrique.	23
14	Variation longueur des racines (cm) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (Témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.	24
15	Variation la longueur et largeur des feuilles en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines	25
16	Evolution du nombre de ramification dans le temps(GIZA).	27

17	Evolution du nombre de ramification dans le temps(Q102).	27
18	Evolution du nombre de panicules dans le temps(GIZA)	27
19	Evolution du nombre de panicules dans le temps(Q102)	28
20	Variation nombre des ramifications en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.	29
21	Variation nombre des panicules GIZA en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines).	30
22	Variation poids frais et sec des tiges(g) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines	31
23	Variation poids frais et sec des racines (g) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.	33
24	Variation teneur relative en eau (TRE,%) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines).	35
25	Variation déficit de saturation hydrique (DSH,%) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaine	36
26	Variation de la teneur en chlorophylle chez GIZA en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines	38
27	Variation de la teneur en chlorophylle chez Q102 en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.	39
28	Variation de la teneur des sucres solubles en fonction de la fréquence d'irrigation: T0 (témoin: 3 fois/semaine; T1:1fois /semaine ; T2: 1X /2 semaines; T3 :1 fois /4 semaines)	41
29	Cercle de corrélations des variables sur le plan 1-2 (Variétés).	43
30	AFD, Représentation des variétés sur le plan 1-2.	44

31	Cercle de corrélation des variables sur le plan 1-2 (Fréquence d'irrigation)	45
32	AFD, Représentation des fréquences d'irrigations sur le plan 1-2.	46
33	AFD, Représentation des fréquences d'irrigations (barycentres) sur le plan 1-2.	46

Liste des tableaux

<i>Tableaux</i>	<i>Titres</i>	<i>Pages</i>
01	Groupes homogènes des traitements (hauteur des plants).	25
02	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (hauteur des plants).	25
03	Groupes homogènes des traitements (longueur et largeur des feuilles).	28
04	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (la longueur et largeur des feuilles).	28
05	Groupes homogènes des traitements (Poids fraîche des tiges).	34
06	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (poids sec des tiges)	35
07	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (biomasse fraîche des tiges)	35
08	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (poids frais des racines).	37
09	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (poids sec des racines).	37
10	Groupes homogènes des traitements (TRE%).	38
11	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (TRE,%).	39
12	Groupes homogènes des traitements (DSH,%).	40
13	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (DSH,%).	40

14	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (chlorophylle a et totale).	43
15	Groupes homogènes des traitements (sucres solubles).	44
16	Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (sucres solubles)	45
17	Valeurs propres (Variété).	45
18	Corrélations Variables/Facteurs (Variété).	46
19	Valeurs propres (Fréquence d'irrigation).	47
20	Corrélations Variables/Facteurs (Fréquence d'irrigation).	48

Table des matières

Remerciements

Dédicace

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction..... 01

Chapitre I : synthèse bibliographique

I-Présentation de la plante

1. origine et Histoire 03

2. Aire de répartition 03

3. Systématique 03

4. Description de la morphologie de la plante 04

5. Exigence de la culture 05

5.1 Exigence climatique..... 05

5.2 Exigence édaphique..... 06

5.3 Exigence hydrique..... 06

7. Composition chimique et valeur nutritive des grains de quinoa 07

8. Intérêts de quinoa..... 07

II- Généralités sur le stress hydrique

1. Définition du stress 08

2. Types de stress..... 08

2.1. Stress hydrique 08

2.2. Stress osmotique 08

2.3. Stress salin	08
3. Comportement du quinoa sous contraintes abiotiques	09
3.1. Stress hydrique	09
3.2. Salinité	09
3. Paramètres affectés par le stress hydrique.....	09
3.1. Croissance végétative.....	09
3.2. Photosynthèse	10
3.3. Alimentation minérale	10
4. Mécanismes d'adaptation au déficit hydrique	10
4.1. Stratégie qu'adoptent les plants pour éviter le déficit hydrique	11
4.2. Stratégie qu'adoptent les plants pour tolérer le déficit hydrique	11

Chapitre II - Matériel et Méthodes

I. Matériel	12
1. Matériel végétal	12
2. Lieude l'expérience.....	12
II. Méthodologie de travail	13
1. Préparation des graines.....	14
2. Préparation des pots.....	14
3. Dispositif expérimental	14
4. Mise en culture.....	15
5. Application du stress	15
III. Préparation et analyse du matériel végétal	16
IV. Paramètres étudiés.....	16
1. Paramètres morphologique.....	16
1.1. La croissance	16
1.2. Hauteur finale des plants.....	16

1.3. Longueur des racines.....	17
1.5. Longueur et largeur des feuilles	17
1.6. Evolution des ramifications et des panicules durant le stress	17
1.7 Nombre de ramifications et de panicules moyen par plant	17
1.8. Poids moyenne aérienne et racinaire.....	17
1.8.1. Poids fraie	17
1.8.2 Poids sec	17
2. Paramètres physiologiques	17
2.1. Teneur relative en eau (TRE,%)	17
2.2. Déficit hydrique de saturation (D.H.S,%)	18
3. Paramètres biochimique	18
3.1. Extraction et dosage des pigments Chlorophylliens	18
3.2. Extraction et dosage des sucres solubles	19
V. Analyse statistique.....	19

Chapitre III – Résultats et discussion

I. Résultats obtenus

1. Effet du stress sur les Paramètres morphologique.....	20
1.1. La croissance.....	20
1.2. Hauteur finale des plants.....	21
1.3. Longueur des racines.....	23
1.4. Longueur et largeur des feuilles.....	24
1.5. Evolution des ramifications et des panicules durant le stress.....	26
1.6. Nombre de ramifications et de panicules final par plant	28
1.7. Poids aérienne et racinaire.....	30
1.7.1. Poids frais et sec des tiges.....	30
1.7.2. Poids frais et sec des racines.....	32
2. Effet du stress sur les Paramètres physiologiques	34


2.1. La teneur relative en eau (TRE,%)	34
2.2. Déficit hydrique de saturation (D.H.S)	36
3. Effet du stress sur les Paramètres biochimique	37
3.1. Teneur en chlorophylle a, b et total des feuilles	37
3.2. Extraction et dosage des sucres solubles	19
V. Analyse statistique.....	19

Chapitre III – Résultats et discussion

I. Résultats obtenus

1. Effet du stress sur les Paramètres morphologique.....	20
1.1. La croissance.....	20
1.2. Hauteur finale des plants.....	21
1.3. Longueur des racines.....	23
1.4. Longueur et largeur des feuilles.....	24
1.5. Evolution des ramifications et des panicules durant le stress.....	26
1.6. Nombre de ramifications et de panicules final par plant	28
1.7. Poids aérienne et racinaire.....	30
1.7.1. Poids frais et sec des tiges.....	30
1.7.2. Poids frais et sec des racines.....	32
2. Effet du stress sur les Paramètres physiologiques	34
2.1. La teneur relative en eau (TRE,%)	34
2.2. Déficit hydrique de saturation (D.H.S)	36
3. Effet du stress sur les Paramètres biochimique	37
3.1. Teneur en chlorophylle a, b et total des feuilles	37
3.2. Teneur en sucres solubles des feuilles	40
4. Analyse Factorielle Discriminante	42
4.1. Variétés.....	42

4. 2. Fréquences d'irrigation.....	44
II. Discussion.....	47
III. Conclusion.....	52
VI. Références bibliographiques.....	54
V. Annexes	



*Introduction
générale*

Introduction

Dans le monde, la productivité et le développement agricole sont confrontés à plusieurs contraintes biotiques (les champignons, les bactéries et les insectes) et abiotiques (sécheresse, froid, gel et salinité). Parmi ces contraintes, celle hydrique et saline sont considérées comme les facteurs les plus importants limitant la production notamment au niveau des régions arides et semi arides (**RJEIBI et al., 2015**).

Le déficit en eau est l'une des contraintes les plus courantes de l'environnement qui influe sur la croissance et le développement des plantes (**ASLAM et al., 2006**). Cette sécheresse ou manque d'eau qui peut intervenir à différentes périodes du cycle de la vie de la plante est étroitement liée au stade de développement de la plante (**CHAVES et al., 2002; JALEEL et al., 2008**) et peut affecter le rendement en biomasse et en grains des cultures (**ARAUS et al., 2002; TESTER 2005**). En effet, plusieurs études ont montré que, lors d'un déficit hydrique, les plantes adoptent des stratégies d'adaptation qui diffèrent d'une espèce à une autre et qui font intervenir une large combinaison de facteurs morphologiques, physiologiques et biochimiques (**RADHOUANE et al., 2014**).

Le stress hydrique provoque une altération de la mitose, et déséquilibre nutritionnel, les échanges gazeux, les métabolismes de croissance primaire et secondaire, ainsi provoquant une réduction dans la productivité des cultures. Les membranes cellulaires sont très sensibles à la sécheresse car elles provoquent un stress oxydatif. (**AZIZ et al., 2018**).

L'effet de la sécheresse sur la plante dépend d'une série de facteurs tels que principalement l'intensité de l'épisode sec, sa durée et le climat pendant cette sécheresse (température, humidité relative et rayonnement), mais aussi la phase phénologique durant laquelle elle se produit, le génotype de la plante ou le fait qu'elle ait déjà souffert de sécheresse à un stade précédent, ou enfin les caractéristiques du sol et la tolérance de la plante au déficit hydrique (**M UJICA et al., 2001**). Ces effets peuvent se manifester par une réduction significative de la taille de la plante, de sa surface foliaire, de la biomasse et du rendement (**MUJICA et al., 2000 ; APAZA et al., 2001**).

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) retenu par la FAO comme la plante de l'année 2013, est une plante originaire d'Amérique du sud (**BENES et al., 2001**) très adaptée aux différents stress abiotiques comme la sécheresse (stress hydrique), le gel (**JACOBSEN et al., 2003 ; MUJICA et al., 2001**). Cette plante halophytique a une capacité potentielle importante de croître sous différentes conditions agro-climatiques dans plusieurs pays du monde

(ADOLF *et al.*, 2013 ; SHABALA *et al.*, 2013). et le quinoa a le potentiel de croitre en tant que culture alternative dans les zones soumises à des contraintes abiotique (stress hydrique) ,y compris la sécheresse pour l'agriculture (AZIZ *et al.*, 2018).

Dans cette optique, notre travail a pour objectif d'étudier effet du stress hydrique sur quelques paramètres morphologiques (vitesse de croissance, hauteur des plantes, longueur et largeur des feuilles, longueur des racines et biomasse fraiche et sèche), physiologiques (teneur relative en eau, déficit hydrique de saturation) et biochimiques (chlorophylle et sucres solubles) sur deux populations de *Chenopodium quinoa* Willd (GIZA et Q102).

Ce travail sera divisé en trois chapitres :

- Le premier chapitre de notre travail est consacré à une synthèse bibliographique sur cette espèce (la culture du quinoa) et le stress hydrique.
- Le deuxième chapitre de ce mémoire sera consacré à l'expérimentation qui décrit le matériel biologique et l'ensemble des méthodes utilisées dans notre étude,
- Le troisième chapitre portera sur les résultats obtenus ainsi que leur discussion.

On termine enfin par une conclusion et des perspectives.

Chapitre I :
synthèse
bibliographique

1. Origine et Histoire

Le quinoa est une espèce native d'Amérique du Sud, originaire de la région andine et plus particulièrement des hauts plateaux (Altiplano) bolivien et péruvien (WILSON, 1990 ; MUJICA *et al.*, 2001). Une plante qui appartient à la famille des Chenopodiaceae, genre *Chenopodium*. Ce genre est le plus grand de la famille des Chenopodiaceae et est distribué dans tout le monde, avec environ 250 espèces (MUJICA S. *et al.*, 2001 in LOVATO GIULIO, 2012). C'est une source importante de nourriture de grain en la région andine depuis 3000 ans avant (TAPIA, 1982 in ATUL BHARGAVA, 2006).

2. Aire de répartition

Le quinoa est une plante originaire des Andes, et plus précisément des alentours du lac Titicaca, entre le Pérou et la Bolivie. Aujourd'hui sa culture est en pleine expansion et on la trouve désormais dans plus de 70 pays (Figure. 01 annexe 01). En 2002, 80 000 hectares étaient semés en quinoa, essentiellement dans la région des Andes. La culture du quinoa a franchi les frontières pour atteindre la France, le Royaume-Uni, le suède, le Danemark, les Pays-Bas et l'Italie. Aux Etats-Unis, la plante est cultivée au Colorado et au Nevada, et au Canada, dans les prairies de l'Ontario (FAO, 2013).

3. Systématique

Selon CRONQUIST, (1981), la classification botanique du quinoa est comme suit :

Règne : Plantae

Sous-embr : Tracheobionta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous-classe : Caryophyllidae

Ordre : Caryophyllales

Famille : Chenopodiaceae

Genre : *Chenopodium*

Espèce : *Chenopodium quinoa* Willd.

Mais la classification phylogénétique APG III (Angiosperms Phylogeny Group) en 2009, a classé cette espèce dans la famille des Amaranthaceae.

4. Description de la morphologique de la plante

VIDAL APAZA *et al.*, (2013) a décrit les différentes partie de la plante de quinoa comme suite :

❖ La plante



La plante est en érection, atteignant des hauteurs variant de 0,60 à 3,00 m, selon le type de quinoa, les génotypes, la fertilité des sols et des conditions environnementales où il pousse.

❖ Les racines



La racine est pivotante, vigoureux, profonde, très ramifié et fibreux, ce que vous donne les propriétés de survie aux conditions défavorables de l'environnement

❖ La tige



Elle est cylindrique dans la Couronne de la plante et anguleuse de la ramification de coloration variable du vert au rouge, a souvent des stries et aussi aisselles pigmenté de couleur, vert ou violet.

❖ Les feuilles



Les feuilles sont variées dans le quinoa, coloration alternes, simple, variée de Vert au rouge. Ils peuvent également être consommés comme légume par sa haute valeur nutritive (JAEL CALLA., 2012)

❖ Inflorescence



La panicule est typique, composé d'un axe central et de ramifications secondaires, tertiaires et pédicelles tenant aux glomérules. L'axe principal est plus développé que le côté, cela peut être laxiste (Amarantiforme) ou compact (glomerulada), il existe des formes intermédiaires entre les deux.

❖ Fleurs



Le quinoa présente des fleurs hermaphrodites disposées en inflorescences en grappes, considérées comme de faux épis (panicules). Dans l'étape reproductrice du cycle de le quinoa, L'inflorescence est terminale et de longueur variable. (TAPIA *et al.*, 1979 ; IZQUIERDO *et al.* 2001).

❖ Fruit



C'est un akène, il a une forme cylindrique - lenticulaire, un peu élargie vers le centre. Est constitué par le périgone qui encapsule la graine complètement et contient une seule graine, de coloration Variable, qui se détache facilement à la maturité.

❖ Graines



La graine est entourée d'un épisperme à coloration diverses. Il existe trois formes de graines : conique, cylindrique et ellipsoïdale. L'embryon est constitué de deux cotylédons et d'une racicule, localisé en périphérie de la graine et enveloppe le péricarpe comme un anneau.

5. Exigence de la culture

5.1. Exigence climatique

La génétique de la grande variabilité du quinoa fait qu'ils peuvent prospérer dans différents climats par rapport aux niveaux de la mer, les parties Andins élevés et même dans les sourcils de la jungle (JAEL CALLA, 2012).

✓ Température

Les basses températures affecteront surtout les phases de germination telle qu'elle nécessite un minimum de 4°C, également au stade de la de floraison causant faible de production de pollen et une stérilité de la plante ; mais dans l'étape de ramification de la plante, elle aura de grands problèmes dès que des températures chutes jusqu'à moins 4°C. (JAEL CALLA, 2012).

✓ Résistance de quinoa au gel

La résistance de cette espèce au gel dépend du stade phénologique et de la variété. En effet, selon **JAEL CALLA., (2012)**, le quinoa peut tolérer un minimum des températures de plus 4 °C à environ vingt jours, dans n'importe quel stade jusqu'à 40 premiers jours et au stade de floraison. De même, certains écotypes qui ont la capacité de tolérer des températures de - 8°C, ils peuvent récupérer et générer des branches secondaires après le choc.

5.2. Exigences édaphiques

Le quinoa est cultivé sur des sols marginaux peu fertiles, il pousse bien sur des sols peu limono sableux à sablo-limoneux. En Amérique du Sud, le quinoa est cultivé sur des sols peu ou trop drainés, de faible fertilité, très acides (pH 4,8) ou alcalins (pH 8,5) (**MADRPM, 2005**).

5.3. Exigences hydriques

La culture de quinoa tolère le stress hydrique et s'adapte bien aux régions où la pluviométrie annuelle avec irrigation se situe entre 250-400 mm sur des sols limono-sableux ou sablo-limoneux. Les irrigations excessives augmentent la taille des plantes (hauteur) et améliorent le rendement mais avec le risque de verse (**MADRPM, 2005**).

6. Composition chimique et valeur nutritive des grains de quinoa

Le grain du quinoa possède une valeur nutritive élevée et sa qualité nutritionnelle a été comparée à celle du blé (**Tableaux 1 et 2 annexe 01**) par la FAO. Il est en termes de quantité et de qualité de protéines, supérieur à de nombreuses céréales. Le quinoa contient ainsi de 11 à 22% de protéines selon les sources, alors que cette teneur n'est généralement que de 7 à 13% chez les céréales (**WRIGHT *et al.* 2002 ; AYALA *et al.*, 2001**). Il possède de plus une composition en acides aminés essentiels complète et relativement équilibrée, qui le rend complémentaire de la plupart des céréales, voire de certaines légumineuses.

7. Intérêts de quinoa

La culture de quinoa connaît depuis une quinzaine d'années un grand succès commercial. Selon **JACOBSEN *et al.*, (2012)**, le quinoa est une production qui peut contribuer à la sécurité alimentaire surtout dans les régions méditerranéennes. Cette plante a plusieurs utilisations :

Consommation humaine : 35 aliments préparés avec du quinoa ont été identifiés.

Utilisation médicinales : depuis l'antiquité, des applications des grains dans la médecine traditionnelle andine sont connues, dans les communautés de l'Altiplano et dans les vallées sont mentionnées par les guérisseurs (**ZALLES et LUCCA,2006**).

Utilisation comme fourrage : le quinoa est également utilisé comme fourrage pour les vaches, les moutons et les lamas, dans certains cas, sont utilisés pour l'alimentation des ânes.

*Généralités sur le
stress hydrique*

1. Définition du stress

Selon **HOPKINS, (2003)**, on appelle un stress toute pression dominante exercée par un paramètre, perturbant le fonctionnement habituel de la plante. Par ailleurs, la réponse du végétal dépend, entre autres, de ces paramètres environnementaux, (le type de contrainte, son intensité et sa durée) et génétiques (espèce et génotype).

2. Types de stress

2.1. Stress hydrique

Pour (**GIRARDIN, 1999**) cité par (**PINDARD,2000**), il y a un stress chez la plante quand l'état hydrique perturbe le métabolisme. Cela sous-entend qu'il y a des répercussions directes plus ou moins rapides sur la croissance des organes et leur développement. La première manifestation du stress hydriques chez une plante est le flétrissement mais des recherches ont montré qu'on ne peut se baser sur le flétrissement du feuillage pour détecter le stress, car les fonctions métaboliques sont affectées chez une plante stressée avant que le stress ne soit visible. Il faut avoir recours à des mesures au niveau de la plante, du sol ou à des estimations (**PINDARD, 2000**).

2.2. Stress osmotique

Le stress osmotique est une circonstance défavorable, qui dérange ou est susceptible de perturber le fonctionnement physiologique normal de la plante, qui affecte la croissance immédiatement et est causée par le sel à l'extérieur des racines (**MUNNS, 2005 ; MUNNS et TESTER, 2008**).

2.3. Stress salin

Le stress salin est un excès d'ions, en particulier, mais pas exclusivement, aux ions Na^+ et Cl^- (**HOPKINS., 2003**). Le stress salin est dû à la présence de quantités importantes de sels potentiels hydriques. Il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec». La quantité de sels dans le sol que les plantes peuvent supporter sans grand dommage pour leur culture, varie avec les familles, les genres et les espèces, mais aussi les variétés considérées.

3. Comportement du quinoa sous contraintes abiotiques

3.1. Stress hydrique

Afin d'échapper aux périodes de sécheresse, la plante recourt à un allongement du cycle pendant les premiers stades de croissance (MUJICA *et al.*, 2001 ; JACOBSEN *et al.*, 2003) alors qu'elle suit d'autres stratégies pour tolérer le stress, principalement grâce à l'élasticité de ses tissus, à son potentiel osmotique faible et au maintien de sa turgescence. Cette plante se caractérise par un système racinaire très étalé en surface et qui peut être profond dans le sol. Pour maintenir la turgescence en cas du manque d'eau, le quinoa recourt à la réduction de sa surface foliaire par chute des feuilles, la formation de glandes vésiculaires spéciales et de petites cellules ayant une paroi épaisse.

3.2. Salinité

Le quinoa présente une tolérance considérable à la salinité. Il utilise des mécanismes inédits pour obtenir une telle tolérance (MAUGHAN *et al.*, 2009). D'après (JACOBSEN *et al.*, 2000), cette plante augmente sa demande de potassium en cas de stress salin pour réaliser l'ajustement osmotique. D'après (SHABALA *et al.*, 2013), des fortes concentrations en Na⁺ les vacuoles doivent être équilibrées par des quantités également élevées des osmolytes organiques ou inorganiques dans cytosol à fin d'empêcher le mouvement de l'eau entre les deux compartiments.

4. Paramètres affectés par le stress hydrique

Les végétaux sont caractérisés par une grande capacité à résister aux variations importantes de la teneur en eau de leurs tissus. Néanmoins lorsque l'alimentation en eau est interrompue, la plante a du mal à répondre à la demande climatique. La teneur en eau du sol dans la zone racinaire décroît et induit une diminution de la transpiration ainsi que du potentiel hydrique foliaire. Les paramètres affectés par le stress hydrique au niveau de la plante sont : la photosynthèse, l'alimentation minérale, la croissance végétative, etc.... (SON DIAKALIA, 2010).

4.1. Croissance végétative

Le développement végétatif d'une plante cultivée sous conditions hydriques limitantes est fortement perturbé (CHAVES *et al.*, 2002 ; LEBON *et al.*, 2006). On note principalement une diminution importante de la taille, de la longueur des entre nœuds, du

nombre de feuilles voire de la surface foliaire (**LEBON *et al.*, 2006 ; ATTIA, 2007**). Les plantes soumises à un déficit hydrique voient généralement leur sénescence foliaire s'accélérer ; et une perte trop importante d'eau peut conduire à la mort des cellules, (**KRAMER et BOYER, 1995 ; BOUCHABKE *et al.*, 2006**).

4.2. Photosynthèse

Parmi les modifications physiologiques liées au stress hydrique, la régulation stomatique qui influe sur la photosynthèse et la respiration, est la plus importante. Plusieurs travaux permettent de voir comment les organes végétaux sont affectés par la sécheresse. La baisse du potentiel hydrique de la plante se traduit principalement par une diminution de la pression de turgescence puis une régulation stomatique. Donc un stress hydrique, en provoquant la fermeture des stomates se traduit par un ralentissement de la photosynthèse en même temps que la transpiration (**TEULAT *et al.*, 1997**).

4.3. Alimentation minérale

Le déficit hydrique induit un déficit de nutrition azotée qui provient principalement des réductions de flux d'azote au niveau des racines et de la réduction des échanges entre les parties aériennes et racinaires du fait de la chute de la transpiration (**DUGO, 2002**). Le facteur d'aridité peut affecter la nutrition phosphatée dans les zones semi-arides en réduisant de manière drastique les possibilités de désorption des ions phosphate depuis la phase solide du sol et de leur transfert vers la racine (**FARDEAU et FROSSARD, 1991**).

5. Mécanismes d'adaptation au déficit hydrique

Le déficit hydrique se manifeste par la combinaison d'une part, de la restriction de la disponibilité en eau du sol et d'autre part, de l'augmentation de la demande évaporatoire. La tolérance à la sécheresse est la capacité de la plante à croître et à donner des rendements satisfaisants dans des zones sujettes à des déficits hydriques épisodiques (**CHAVES *et al.*, 2002, TARADIEU *et al.*, 2006**).

Dans les zones arides, les plantes ont développé des mécanismes de régulation assurant leur survie, en général aux dépens de la productivité. Mais les stratégies d'adaptations mises en œuvre par la plante pour se protéger d'un stress hydrique dépendent de l'intensité du déficit auquel elle est soumise. Elles seront différentes pour une plante qui subit un stress sévère mettant en cause sa survie, que pour une plante cultivée qui, choisie en fonction du risque climatique local, ne sera soumise qu'à un déficit hydrique plus modéré. La principale

réaction de la plante soumise à un manque d'eau est de réduire de manière active sa transpiration, par la fermeture de ses stomates dès que le déficit hydrique apparaît et par une réduction de sa surface foliaire : réduction de la vitesse de croissance des feuilles ou de leur nombre, sénescence accélérée des feuilles. **(SON DIAKALIA, 2010).**

La première stratégie d'adaptation des plantes à la sécheresse consiste à « éviter » tout stress hydrique et la deuxième la capacité à le tolérer **(SON DIAKALIA, 2010).**

5.1. Stratégie qu'adoptent les plants pour éviter le déficit hydrique

Cette stratégie est principalement liée, d'une part, à la réduction de la transpiration (fermeture des stomates, réduction de la surface foliaire et diminution de la conductance stomatique) et d'autre part, à une optimisation de l'absorption d'eau par les racines (masse et volume, ramification, profondeur).

4.2. Stratégie qu'adoptent les plants pour tolérer le déficit hydrique

La tolérance est la stratégie qui permet à la plante d'assurer ses fonctions physiologiques malgré une dégradation de son état hydrique. Le maintien de la turgescence lors d'un déficit hydrique permet de retarder la fermeture des stomates, de maintenir le volume chloroplastique et de réduire le flétrissement foliaire **(PASSIOUR, 2006)**. Cette aptitude confère à la plante une meilleure tolérance au déficit hydrique interne **(SON DIAKALIA, 2010).**

Chapitre II :
Matériel et
Méthodes

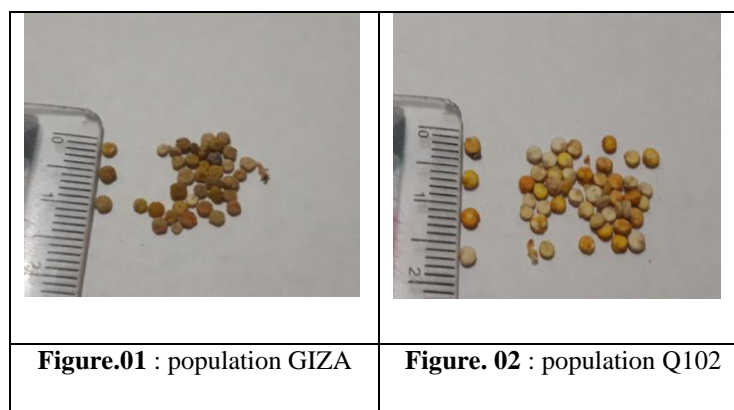
Notre travail de recherche vise à évaluer la tolérance de 2 populations de *Chenopodium quinoa* (Q102etGIZA) vis à vis du stress hydrique durant le cycle végétatif. Les principaux objectifs étaient de :

- Caractériser les deux populations de quinoa sous différents traitements de stress hydrique,
- Déterminer certaines caractéristiques hydriques et physiologiques qui contribuent à la tolérance au stress hydrique chez les deux cultivars de quinoa.

I-Matériel

1. Matériel végétal

Dans notre expérimentation, nous avons utilisé des graines de deux populations de *Chenopodium quinoa* Willd à savoir : Q102 et GIZA1 **Fig.01et 02**, ces graines proviennent de l'Institut Technique de Développement de l'Agriculture saharienne (ITDAS) de Hassi Ben Abdellah (Wilaya d'Ouargla).



2. site de l'expérimentale

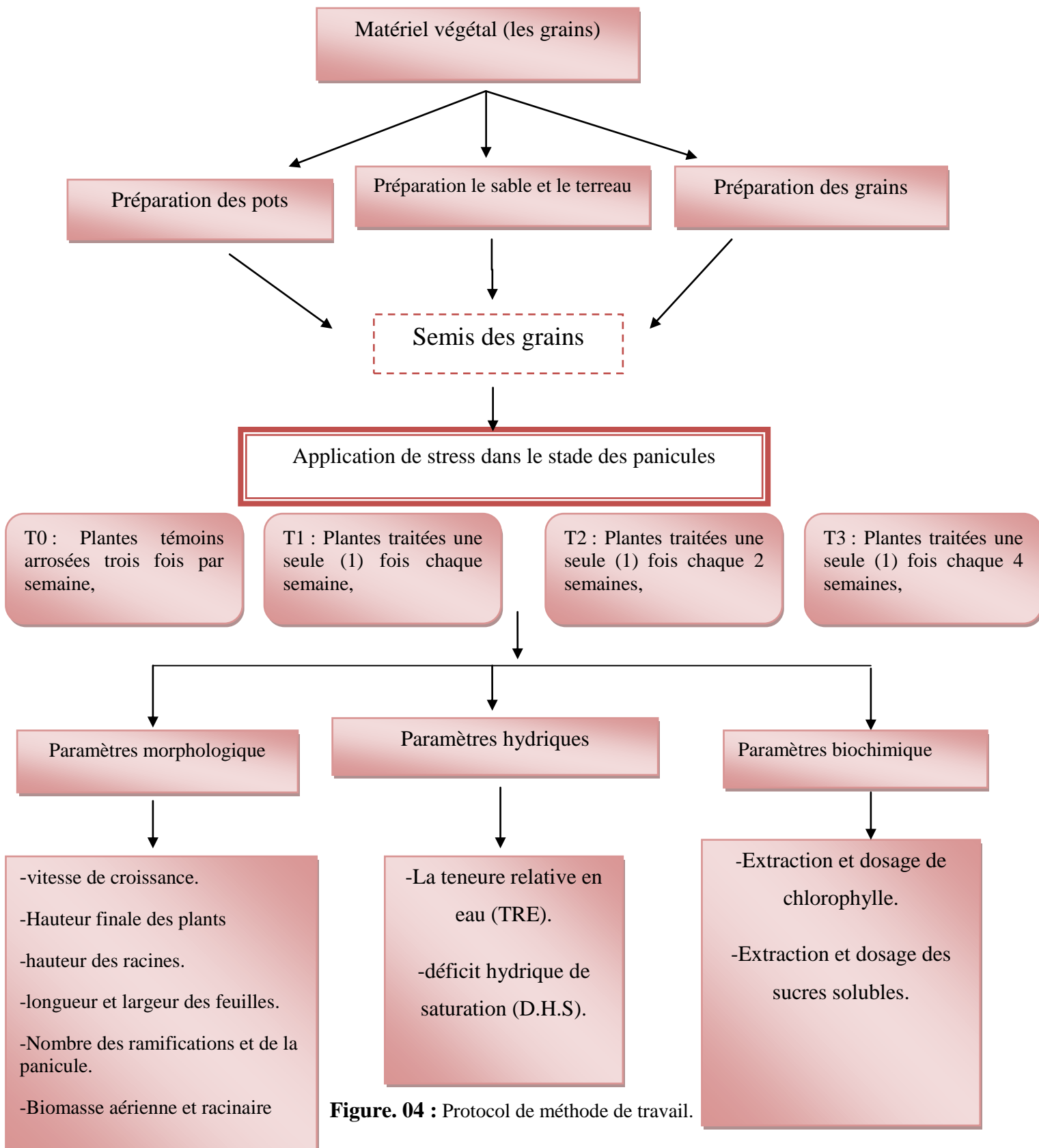
Notre expérimentation est réalisée au niveau d'une serre semi-contrôlée (Fig.03), au niveau de la station expérimentale de la faculté science de la nature et de la vie de l'université Kasdi -Merbah –Ouargla. Cette serre est caractérisée par une température variable tout au long de journée allant de 25à 30C° durant la campagne 2018/2019.



Figure. 03 : site de l'expérimentation

II. Méthodologie de travail

La méthodologie de travail suivie est résumée dans la Fig. 0



1. Préparation des graines

Les grains utilisées sont choisi selon leur couleur et leur taille, elles ont été décortiqué manuellement, désinfecté à l'hypochlorite de sodium à 8%, dilué pendant 5 minutes puis rincées rigoureusement et abondamment à l'eau distillée et séché pour éviter la contamination des champignons avant de semer .

2. Préparation des pots

Nous avons utilisé pour notre essai, des pots en plastique de **22.5cm** de diamètre et de **25cm**de hauteur qui sont tapissé par une couche de gravier de 2cm **Figure .05**, remplis ensuite par une quantité de **5800g** de mélange du sable et de terreau (2V sable et 1 V de terreau) **Figure.06**. Cette valeur de poids est retenue pour déterminer la capacité de rétention de ce substrat et calculer la quantité d'eau nécessaire à rapporter des arrosages (**annexe 02**). Le sable utilisé est le sable des dunes qui provient de la station expérimentale.



Figure.05 : Pots tapissés par une couche de gravier

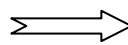


Figure. 06 : Pots remplis de mélange du sable et terreau

3. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimentation adopté au cours de notre essai est un bloc aléatoire. Chaque bloc est constitué de 04 traitements, chaque traitement est répété 03 fois pour les deux populations. Nous avons 24 pots pour l'ensemble de l'essai **Figure.07**.

Les traitements utilisés sont : T0 (témoin) et différents traitements appliqués (T1, T2, T3).

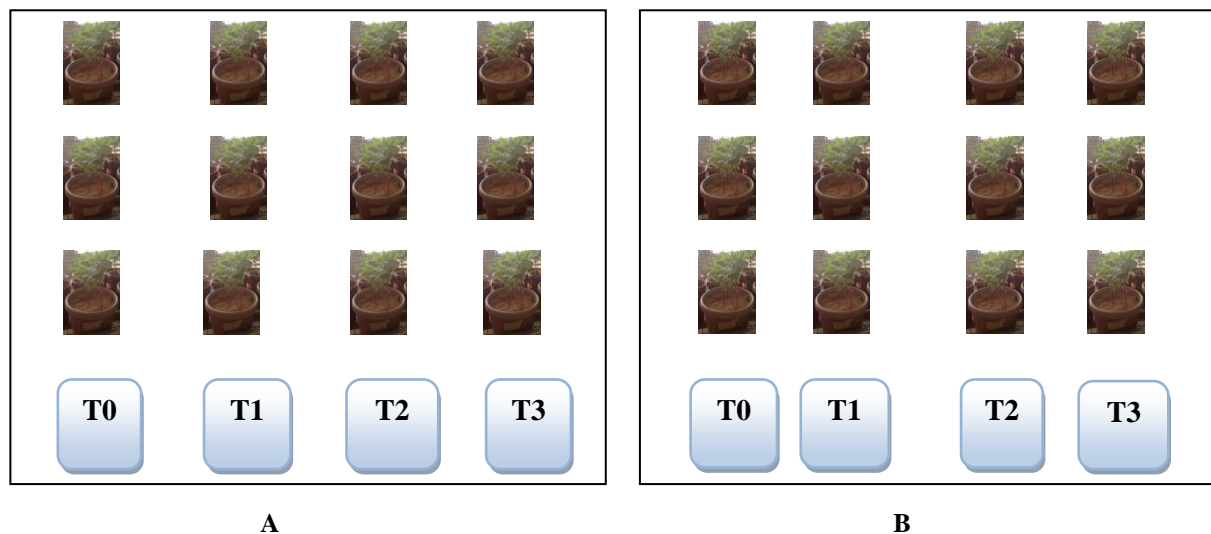


Figure. 07 : dispositif expérimental de l'essai des deux variétés GIZA1(A) et Q102(B).

4. Mise en culture

Les graines préparées sont directement semés dans les pots le **06/12/2018** à raison de 3 graines à une profondeur de 1 cm **Figure .08**. Les pots sont arrosés chaque 2 jours à 30% de la capacité (CR) avec de l'eau provenant de la nappe titrant une CE de 4.1 dS/cm très saline et un PH de 7.1 durant 2 mois qui correspond au stade de ramification pour les deux variétés ensuite avec 60% de la capacité rétention jusqu'au stade formation de panicule. A partir de ce stade nous avons appliqué le stress hydrique.



Figure 08: semis des graines

5. Application du stress

Vu le développement hétérogène entre les deux populations, nous avons appliqué le stress hydrique avec l'eau naturelle de la nappe des jeunes plantes au stade début de formation de panicule le 14 février pour la population GIZA 1 et le 05 mars pour la population Q102 **Fig.09 et 10**. Les différents traitements appliqués sont :

T0 : Plantes témoins arrosées trois fois (3) par semaine.

T1 : Plantes traitées une seule (1) fois chaque semaine.

T2 : Plantes traitées une seule fois chaque deux (2) semaines.

T3 : Plantes traitées une seule fois chaque quatre (4) semaines.

Le stress hydrique a duré deux mois.

III. Préparation et analyse du matériel végétal

Après un mois de l'application du stress, les feuilles sont prélevées et rapidement pesées pour déterminer le poids frais et les utiliser ultérieurement pour les différentes analyses effectués.

IV. Paramètres étudiés

1. Paramètres morphologiques

1.1. La croissance

La hauteur de la tige principale des plants est mesuré avec une règle en centimètres du collet jusqu'à l'apex une fois par semaine suivre l'évolution des hauteurs et estimer la vitesse de croissance en cm/semaine.

1.2. Hauteur finale des plants

Ce paramètre correspond à la dernière mesure des hauteurs réalisée en fin d'essai en cm. **Figure 09.**



Figure .09: Mesure de la hauteur finale des plants.

1.3. Longueur des racines

La longueur maximale de la racine principale a été réalisée en fin de l'essai en cm avec une règle en cm.

1.4. Longueur et largeur des feuilles

La longueur et la largeur des feuilles sont mesurées par pied à coulisse (cm). Dans chaque plante, nous avons choisis trois feuilles dans la partie apicale, moyennes et basale. Les mesures ont été effectuées 01 mois après le stress.

1.5. Evolution des ramifications et des panicules

Le comptage de ces deux paramètres a été effectué durant les huit semaines de stress.

1.6. Nombre de ramifications et de panicules moyen par plant

Ces deux paramètres ont été comptés après deux mois de stress qui correspond au stade formation des graines.

1.7. Poids aérienne et racinaire

1.7.1. Poids frais

Deux mois après traitement, nous avons prélevé les plantes entières, séparés la partie aérienne de la partie souterraine, les racines sont soigneusement. Les différents organes ont été pesés pour déterminer le poids frais en gramme.

1.7.2. Poids sec

Les tiges et les racines ont été placés dans une étuve à une température de 80°C pendant 48heures, jusqu'à stabilisation des poids, nous avons pesé pour déterminer les poids secs en gramme.

2. Paramètres physiologiques

2.1 Teneur relative en eau (TRE)

L'eau captée par les racines va occuper l'ensemble des cellules et des espaces intercellulaires du végétal. La mesure de la teneur en eau relative, permet de connaître le niveau de saturation en eau ou de turgescence de la plante. Elle est déterminée selon la

méthode décrite par **BARRS et WEATHERLEY (1962)**, puis par **SCIPPA *et al.*, (2004)**. Le limbe foliaire est coupé à sa base puis immédiatement pesé pour déterminer son poids frais (**P.F**). L'extrémité est ensuite placée dans un tube à essai contenant de l'eau distillée puis maintenu à l'obscurité à 4°C pendant 12 heures. Les feuilles sont récupérées et essuyées délicatement avec un papier buvard et sont à nouveau pesées, c'est le poids en pleine turgescence (**Ppt**). Les échantillons sont ensuite mis dans une étuve pendant 48 heures à 80°C pour obtenir le poids sec (**P.S**). La teneur relative en eau (**T.R.E**) est calculée selon (**CLARK et MAC-CAIG 1982 ; DJERROUDI, 2017**).

La teneur relative en eau est calculée par la formule suivante :

$$\text{TRE (\%)} = [(\text{PF}-\text{PS}) / (\text{Ppt}-\text{PS})] \times 100$$

2.2 Déficit hydrique de saturation (D.H.S)

Pour la mesure, nous déterminons dans un premier temps le poids des feuilles à l'état frais (PF) ; celles-ci sont ensuite placées dans des boîtes de pétri dont la face interne des couvercles est tapissée d'un papier filtre imbibé puis saturées en eau afin d'obtenir le poids frais à la turgescence. Les boîtes sont conservées à l'obscurité pendant au moins 04 heures. Les feuilles sont alors retirées, bien essuyées avec du papier filtre pour éliminer l'eau superficielle, puis immédiatement pesées pour déterminer le poids à la saturation (Psat). Les feuilles sont ensuite séchées dans une étuve à 85°C pendant 24h pour déterminer le poids sec (Ps). Le déficit hydrique de saturation (D.H.S) est obtenu par la formule ci-dessous ; (**DJERROUDI, 2017**).

$$\text{DHS (\%)} = (\text{Psat}-\text{PF} / \text{Psat}-\text{Ps}) \times 100$$

3. Paramètres biochimique

3.1. Extraction et dosage des pigments Chlorophylliens (mg/ g PF)

Les teneurs en chlorophylle a, b et totale (mg/g PF) ont été déterminées selon **la méthode légèrement** modifiée de la méthode de (**TORRECILAS *et al.*, 1984**). Des feuilles d'environ 200 mg de poids frais sont pesées et mises dans 5 ml d'acétone concentrée (80%). Après 72 heures à l'obscurité à une température de 4°C, la densité optique de l'extrait est mesurée à **665 nm** et à **649 nm**. Les teneurs en chlorophylle a, b et totale sont ensuite calculées selon les formules suivantes :

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

3.2. Extraction et dosage des sucres solubles ($\mu\text{g}/100\text{mg MF}$)

Les sucres solubles totaux (saccharose, glucose, fructose, leurs dérivés méthyles et les polysaccharides) sont dosés par la méthode au phénol de (**DUBOIS *et al.*, 1956**). Elle consiste à prendre 100mg de matière fraîche, placées dans des tubes à essais on ajoute 3 ml d'éthanol à 80% pour faire l'extraction des sucres. On laisse à température ambiante pendant 48h à l'obscurité. Au moment du dosage les tubes sont placés dans l'étuve à 80°C pour faire évaporer l'alcool. Dans chaque tube on ajoute 20ml d'eau distillée à l'extrait. C'est la solution à analyser. Dans des tubes à essais propres, on met 2 ml de la solution à analyser, on ajoute 1 ml de phénol à 5% (le phénol est dilué dans de l'eau distillée) ; on ajoute rapidement 5 ml d'acide sulfurique concentré 96% tout en évitant de verser de l'acide contre les parois du tube. On obtient, une solution jaune orange à la surface, on passe au vortex pour homogénéiser la couleur de la solution. On laisse les tube pendant 10 mn et on les place au bain-marie pour 10 à 20 mn à une température de 30°C (La couleur de la réaction est stable pendant plusieurs heures). Les mesures d'absorbances sont effectuées à une longueur d'ondes de **485 nm**. Enfin des résultats des densités optiques sont rapportés sur un courbe étalon des sucres solubles (exprimés en glucose).

V. Analyse statistique

Les résultats obtenus sont traités et analysés à l'aide d'un logiciel adoptée de Microsoft office XLSTAT version 2014. Deux analyses ont été effectuées : Analyse Factorielle Discriminante (AFD) et analyse de la variance (ANOVA). A deux facteurs (la population et les traitements hydriques).

Chapitre III :
Résultats et
Discussion

I. Résultats

1. Effet du stress sur les paramètres morphologiques

1.1. La croissance

Les résultats obtenus par rapport à la vitesse de croissance et du développement des plantes durant la période du traitement hydrique sont présentés dans la (Fig. 11 et tableau 03, annexe 03).

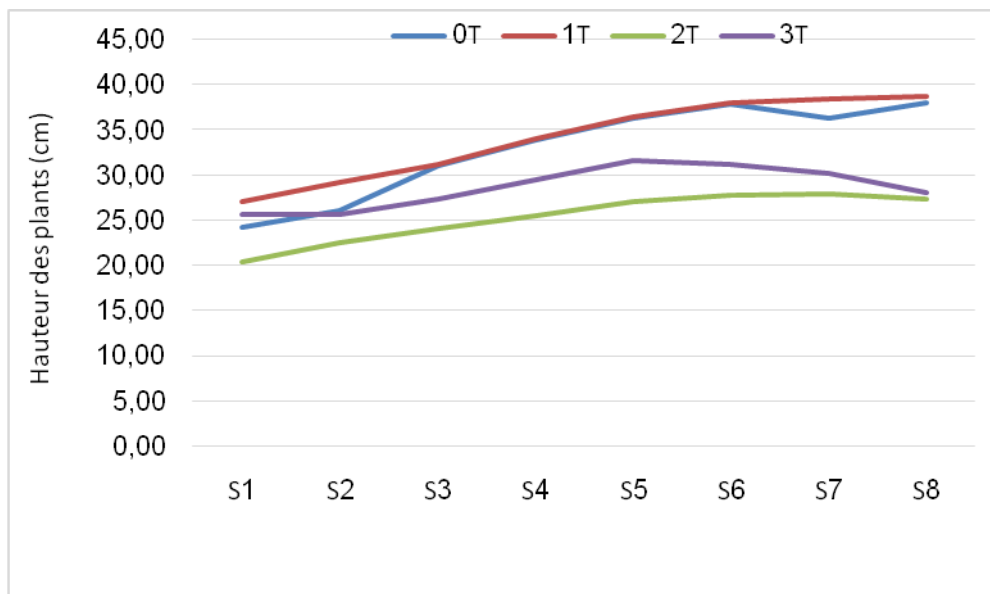


Figure.10 : la croissance des plants de quinoa (GIZA) en cm/jours.

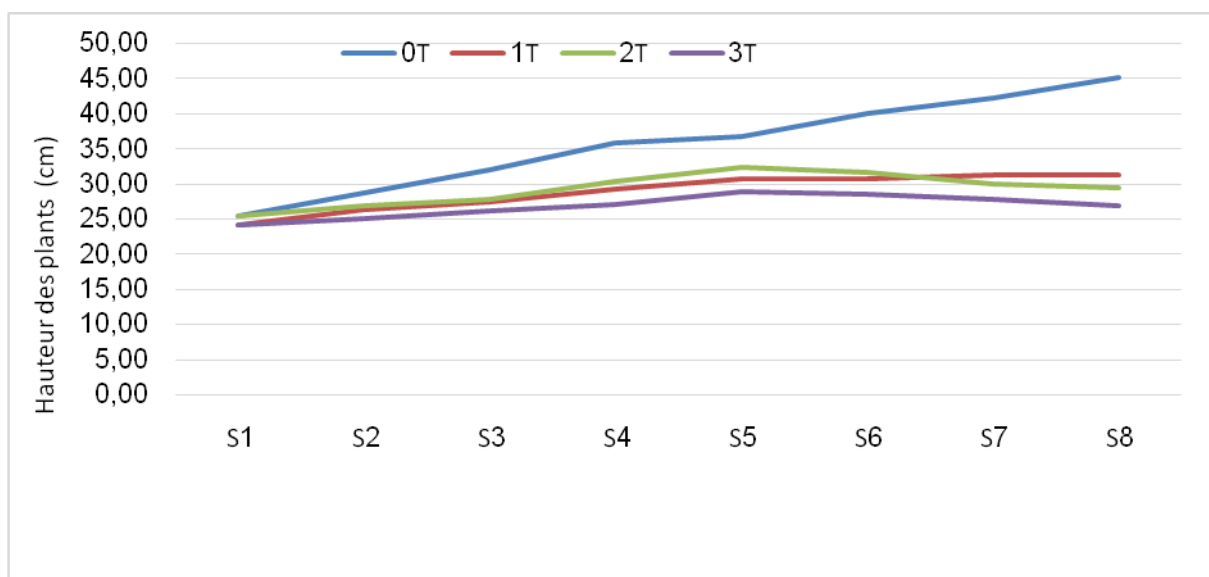


Fig.11 : la croissance des plants de quinoa (Q102) en cm/jours.

D'après les résultats de la **Figures.10 et 11**, nous remarquons une variation dans la vitesse de croissance entre tous les différents traitements chez les deux populations ; ce paramètre est influencé par l'effet des traitements effectués. Une meilleure vitesse de croissance est enregistrée chez la population GIZA1 arrosée une fois par semaine (T1). Alors que pour la population Q102, les différents traitements hydriques appliqués n'ont pas influencé ce paramètre, ainsi ce sont les plantes irriguées normalement (T0) qui ont montré une meilleure vitesse de croissance.

La vitesse de croissance des plantes montre une allure presque identique, en effet, les traitements hydriques T0, T1 et T2 chez la population GIZA ; T0 et T1 chez la Q102 ont provoqué une augmentation de la vitesse de croissance en fonction du temps. Les autres traitements (T2 pour la population Q102) et (T3 pour les deux populations) montrent une croissance importante depuis le début du stress jusqu'à la 5ème semaine (S5) puis diminue sensiblement jusqu'à la semaine S8.

La phase végétative est un stade de pleine croissance des plantes durant lequel un manque d'eau ralentit les mécanismes clés de la croissance.

1.2. Hauteur finale des plants

Les résultats concernant la hauteur finale des plantes stressées différents traitements sont représentés dans la **Figure.12**.

Nous remarquons que les plantes traitées montrent un développement normal de la hauteur des plants, par rapport aux plantes témoins, bien que, les résultats indiquent des valeurs variables. Le déficit en arrosage a provoqué une baisse de la croissance et une diminution de la hauteur finale des plantes chez les deux populations. Cette baisse est plus importante chez les plantes Q102, en effet, il ressort clairement que plus le manque d'eau est intense, plus la longueur finale des tiges baisse. Le pourcentage de réduction est de 30.66% ; 35% et 40.43 % respectivement pour T1, T2 et T3.

Concernant la population GIZA, la meilleure hauteur (38.77 cm) est obtenue pour les plants (T1) qui ont reçues un arrosage chaque semaine, ce qui correspond à une très légère augmentation de 2%. Les autres traitements T2 et T3 ont induit des diminutions de l'ordre de 29 et de 26 %.

Les hauteurs les plus faibles enregistrées pour les traitements T2 et T3 sont proches (28 cm) respectivement pour les populations GIZA1 et Q102.

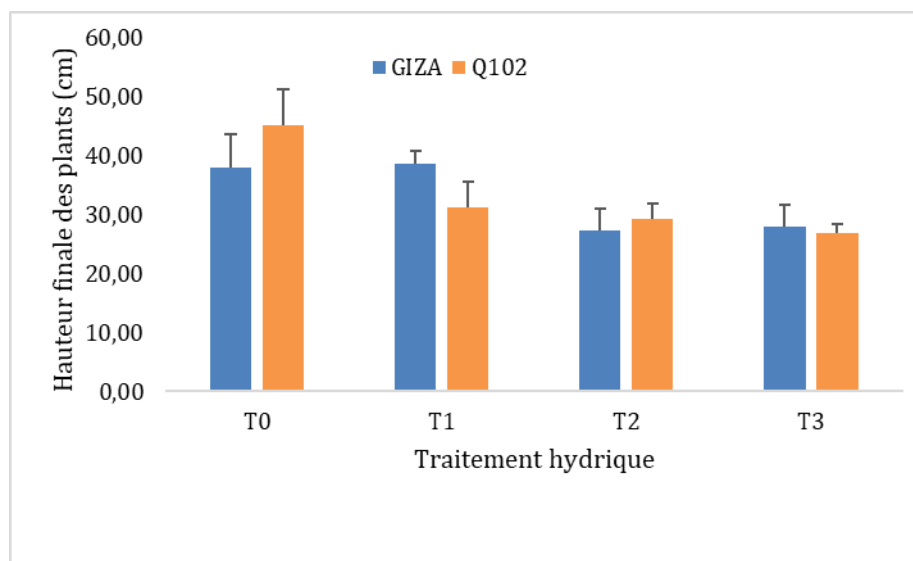


Fig.12: Variation de la hauteur finale des plants (cm) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.

L'analyse de la variance montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux variétés. Cependant entre les traitements, la différence est hautement significative (**Tableau 04, annexe 03**). L'étude statistique au seuil de 5% a fait ressortir deux groupes homogènes et un groupe intermédiaire (**Tableau 01**).

Tableau 01: Groupes homogènes des traitements (hauteur des plants).

Modalité	Moyenne estimée(Haut fin tige)	Groupes
T3	27.4778	A
T2	28.3833	A
T1	35.0333	A B
T0	41.5833	B

- Groupe (A) : les traitements (3, 2)
- Groupe Intermédiaire entre A et B : le traitement (T1)
- Groupe (B) : le traitement (T0)

Concernant l'interaction (variété x traitement), l'analyse statistique montre une différence significative, et le test de Newman-Keuls fait ressortir deux groupes homogènes et un groupe intermédiaire (**Tableaux 02**).

Tableau 02: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (hauteur des plants).

Modalité	Moyenne estimée(Haut fin tige)	Groupes	
Q102*T3	26.8889	A	
Giza*T2	27.4222	A	
Giza*T3	28.0667	A	
Q102*T2	29.3444	A	
Q102*T1	31.3000	A	B
Giza*T0	38.0222	A	B
Giza*T1	38.7667	A	B
Q102*T0	45.1444		B

- Groupe (A) : (Q102*T3, GIZA*T2, GIZA*T3et Q102*T2).
- Groupe Intermédiaire entre A et B : (Q102*T1 GIZA*T0 GIZA*T1).
- Groupe (B) : (Q102*T0).

1.3. Longueur des racines

La longueur des racines mesurée deux mois après le stress hydrique chez les deux populations (GIZA et Q102) est indiquée dans les **Figure.13 et 14**.

Nous constatons que pour les deux populations, la longueur des racines augmente sous les différentes fréquences du stress, ce qui veut dire que les différents traitements ont affecté ce paramètre. Néanmoins, cette hauteur baisse sensiblement lorsque les plantes ont subies un arrosage déficitaire le moins intense T1 qui correspond à une seule irrigation par semaine. Les racines sont l'emplacement primaire de la perception et des dommages pour plusieurs stress, y compris le stress hydrique.

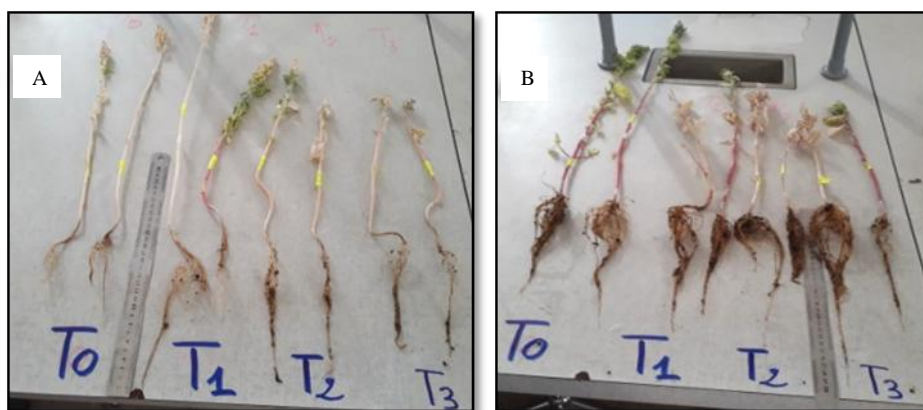


Fig.13: Variation de la longueur des racines chez les deux populations GIZA (A) et Q102 (B) deux mois après le traitement hydrique.

Les racines de la population Q102 sont plus volumineuses et plus denses, plus fortes et plus longues, par rapport à la population GIZA, avec l'ensemble des traitements (témoin T0, T1, T2, T3). Le stress le plus faible T1 chez la population Q102 a sensiblement induit une

baisse légère de la hauteur des plants qui est de 20.50 cm contre 22.50 cm. Les racines n'accusent pas de grandes différences sous les deux traitements T2 et T3 qui indiquent respectivement 24 et 25.5 cm. Notons également que les plantes de la population Q102 présentent des hauteurs les plus importants comparativement à celles de GIZA qui sont de 14.75 ; 17.50 16.50 et 19.50 cm respectivement pour T0, T1, T2 et T3.

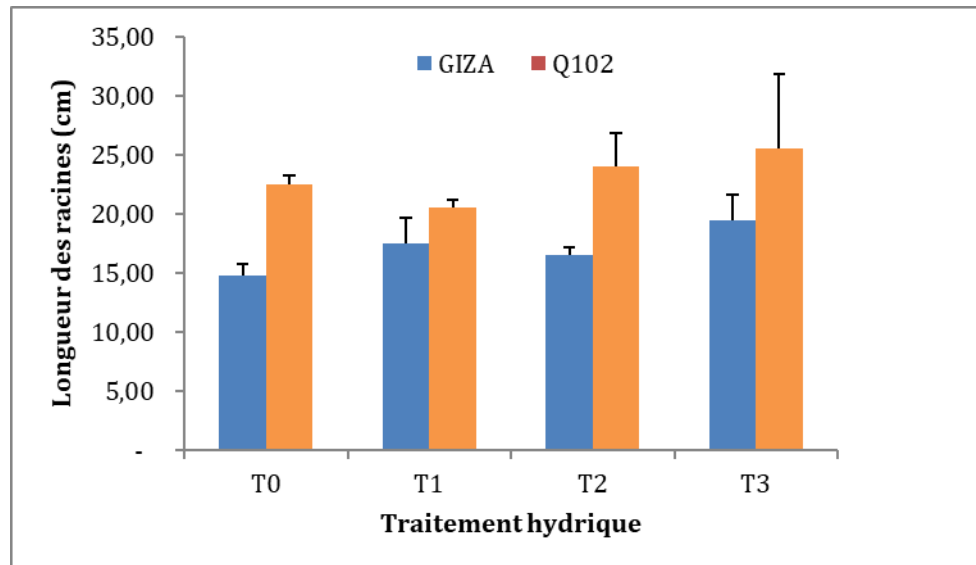


Figure.14 : Variation longueur des racines (cm) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (Témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.

Le traitement statistique montre une différence hautement significative entre les deux populations (**Tableaux 04, annexe 03**). Cependant une différence non significative a été relevée entre les traitements et de même, pour l'interaction population x traitement.

1.4. Longueur et largeur des feuilles

Les résultats obtenus sont enregistrés dans la **Figure.15**, nous remarquons que ce paramètre est affecté négativement par le traitement hydrique, ainsi la longueur et largeur des feuilles sont très élevées chez les plantes témoins (T0) : ils sont respectivement de (5.41, 4.45 cm) chez la population Q102 et (4.04, 3.14 cm) chez la population GIZA par rapport aux plantes stressées.

Fréquence d'irrigation provoque donc une diminution dans la longueur et largeur des feuilles chez les deux populations, ainsi plus la fréquence d'irrigation est faible, plus ce paramètre diminue. Les valeurs obtenues sont très proches de (3.71, 2.73 cm) ;(3.67, 2.79

cm) et (3.50 ; 2.70cm) pour la population GIZA et (4.73 ; 3.80 cm) ;(4.59, 3.60 cm) et (3.97 ; 3.05cm) pour la population Q102 respectivement pour les traitements T1, T2 et T3, c'est-à-dire manque des apports en eau réduit au les feuille chez les plantes stressé.

Comparée entre les deux populations, nous observons la population Q102 la longueur et largeur des feuilles plus grande par rapport la population GIZA.

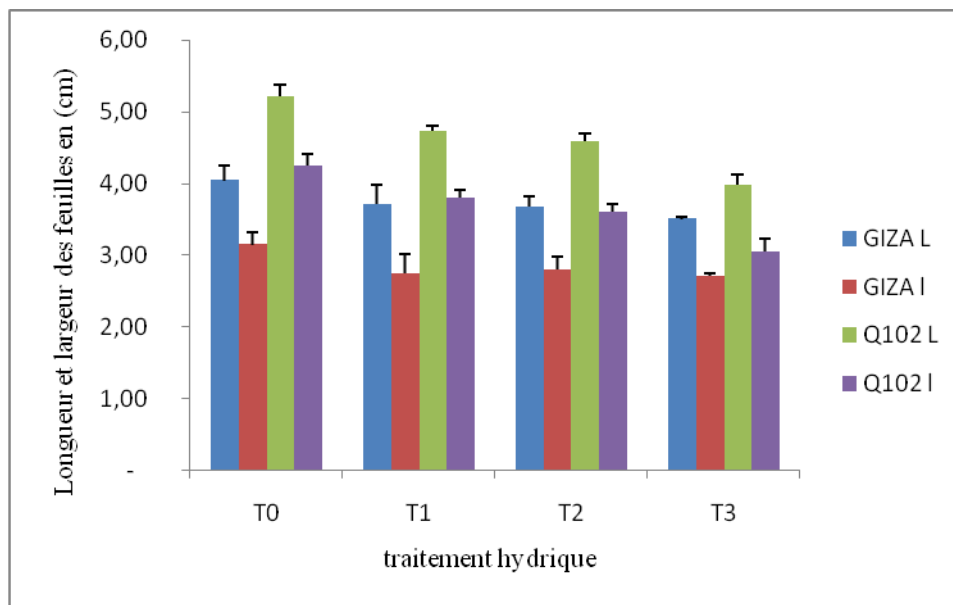


Figure.15 : Variation la longueur et largeur des feuilles en fonction de la fréquence d’irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines

L’analyse de la variance révèle une différence très hautement significative entre les deux variétés et entre les traitements (**Tableaux 04, annexe 03**).

Pour les groupe homogènes chez les traitements sur la longueur et largeur des feuilles, pour la longueur enregistrée trois groupes : (**Tableau 03**), Pour la largeur enregistrée deux groupes homogènes.

Tableau 03: Groupes homogènes des traitements (longueur et largeur des feuilles).

Modalité	Moyenne estimée(L des feuilles)	Groupes
T3	3.7173	A
T2	4.0991	B
T1	4.2611	B
T0	4.8611	C

Modalité	Moyenne estimée(l des feuilles)	Groupes
T3	2.8519	A
T2	3.1833	A
T1	3.2731	A
T0	3.9130	B

- Groupe (A) : le traitement (3).
- Groupe (B) : le traitement (2, 1).
- Groupe (C) : le traitement (0).

- Groupe (A) : le traitement (3, 2,1).
- Groupe (B) : le traitement (0).

L'interaction entre les deux facteurs variété x traitements, Il y a une différence significative on a les groupes homogènes (test de Newman-Keuls). Pour la longueur et largeur des feuilles : **(Tableau 04)**.

Tableau 04: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (la longueur et largeur des feuilles).

Modalité	Moyenne estimée(L des feuilles)	Groupes		Modalité	Moyenne estimée(l des feuilles)	Groupes	
Giza*T3	3.6790	A		Q102*T3	2.7981	A	
Giza*T2	3.7519	A		Giza*T1	2.8796	A	
Q102*T3	3.7556	A		Giza*T3	2.9056	A	
Giza*T1	3.8889	A		Giza*T2	2.9167	A	
Giza*T0	4.3111	A	B	Giza*T0	3.3778	A	B
Q102*T2	4.4463	A	B	Q102*T2	3.4500	A	B
Q102*T1	4.6333	B		Q102*T1	3.6667	B	
Q102*T0	5.4111	C		Q102*T0	4.4481	C	

- Groupe (A) : (GIZA*T3, GIZA*T2, Q102*T3, GIZA*T1).
- Groupe Intermédiaire entre A et B : (GIZA*T0, Q102*T2).
- Groupe (B) : (Q102*T1).
- Groupe (C) : (Q102*T0).

1.5. Evolution des ramifications et des panicules durant le stress

➤ Evolution des ramifications

La **Figure. 16et 17** montre l'évolution du nombre de ramifications dans le temps. D'après la lecture des courbes, il ressort que les traitements hydriques ont affecté la formation des ramifications des plants chez les deux variétés, ainsi nous observons, les lots des plantes témoins (T0) qui n'ont pas été privées d'eau évoluent progressivement dans le temps suivi des plantes qui ont été déficitaires qui forment le 2ème lot. Pour celles-ci, le nombre de ramifications augmente depuis le début du stress jusqu'à la 6ème semaine, puis diminue la 7ème et la 8ème semaine. Nous constatons aussi que, plus le stress hydrique n'est sévère, plus la formation des ramifications baissent.

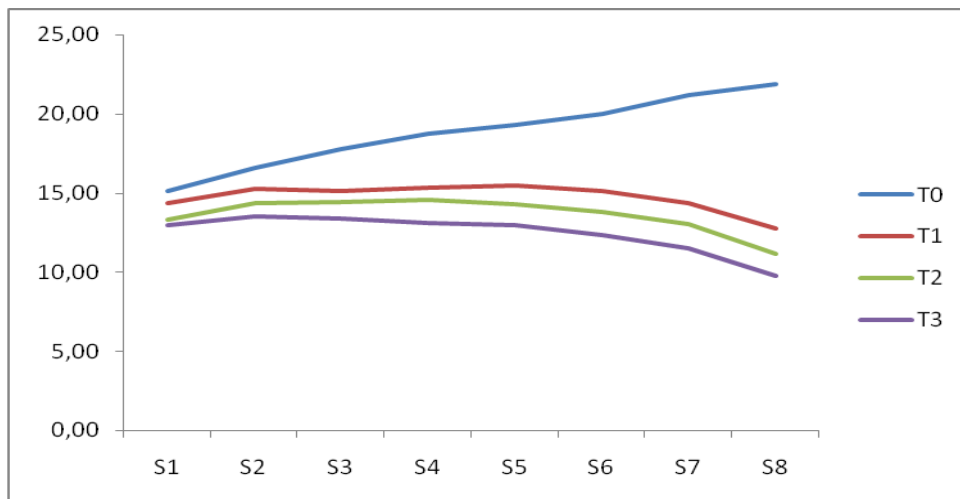


Figure. 16 : Evolution du nombre de ramification dans le temps(GIZA).

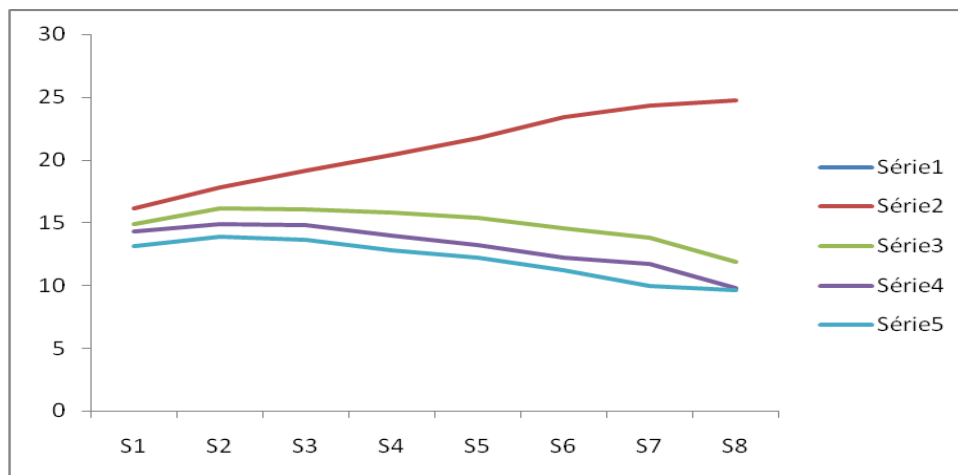


Figure. 17: Evolution du nombre de ramification dans le temps(Q102).

➤ Evolution des panicules

L'évolution de la formation des panicules est indiquée dans la **Figure.18 et19**, son analyse montre une très grande variabilité dans l'évolution du nombre de panicule dans temps. Néanmoins, nous remarquons que ce sont toujours les plantes irriguées normalement (T0) qui ont permis une formation progressive des panicules, qui s'élèvent lentement dans le temps chez les deux variétés ; suivis par les plantes de la variété GIZA1 et celles de la variété Q102, qui sont privés d'eau, qui ont montré une évolution variable qui est fonction de la fréquence de l'irrigation. En effet, les traitements T1, T2, T3, ont provoqué une évolution lente du développement des panicules des plantes GIZA1 depuis la 1^{ère} semaine du stress jusqu' la 6^{ème} semaine puis baisse. Alors que pour Q102, les panicules formées étaient

encore très faibles (T1) et même nulle pour les traitements T2 et T3 durant la 8^{ème} semaine de stress.

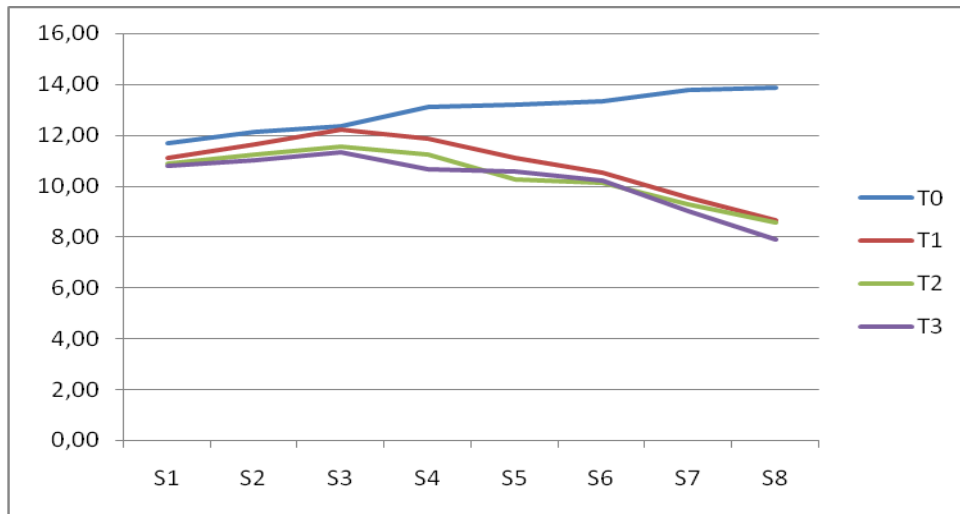


Figure18: Evolution du nombre de panicules dans le temps(GIZA)

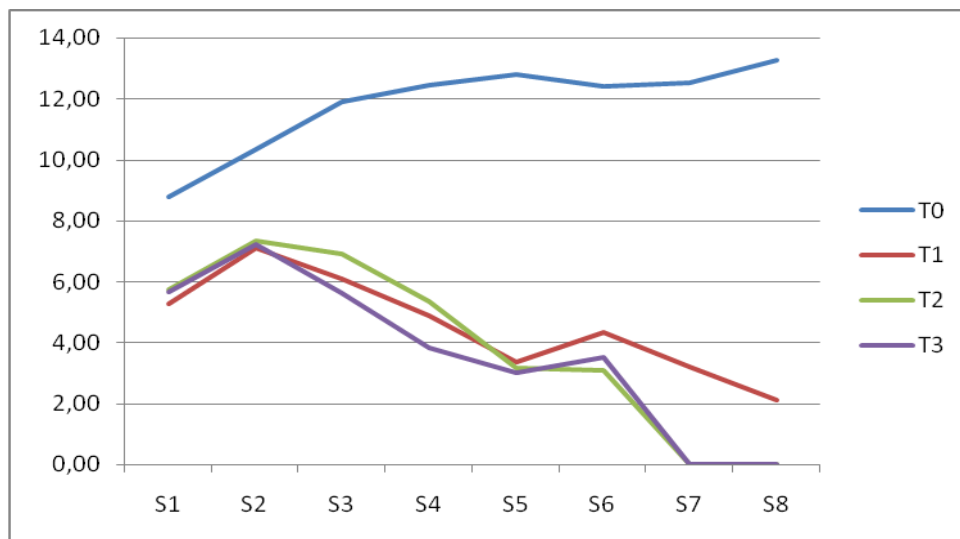


Figure19: Evolution du nombre de panicules dans le temps(Q102)

1.6. Nombre de ramifications et de panicules moyens par plant

➤ Nombre de ramifications moyen par plant

Selon les résultats enregistrés dans la **Figure.20**, nous remarquons que ce paramètre est affecté par le manque d'eau, ainsi le nombre moyen de ramification est très important chez les plantes témoins (T0) : il est de 20.32 chez la variété Q102 et de 18.32 chez GIZA par rapport aux plantes stressées.

Le traitement hydrique provoque une baisse du nombre de ramification moyen chez les deux variétés, ainsi plus la fréquence d'irrigation est faible, plus ce paramètre diminue. Les valeurs obtenues sont très proches de 14.57, 13.49 et 12.44 pour GIZA1 et de 14.72, 13.21 et 12.11 pour Q102 respectivement pour T1, T2 et T3.

En comparant entre les deux populations, c'est la Q102 qui se ramifie plus que la GIZA lorsque les plantes sont normalement arrosées et sous stress T1, par contre sous les traitements T2 et T3, c'est la variété GIZA qui montre une bonne ramification.

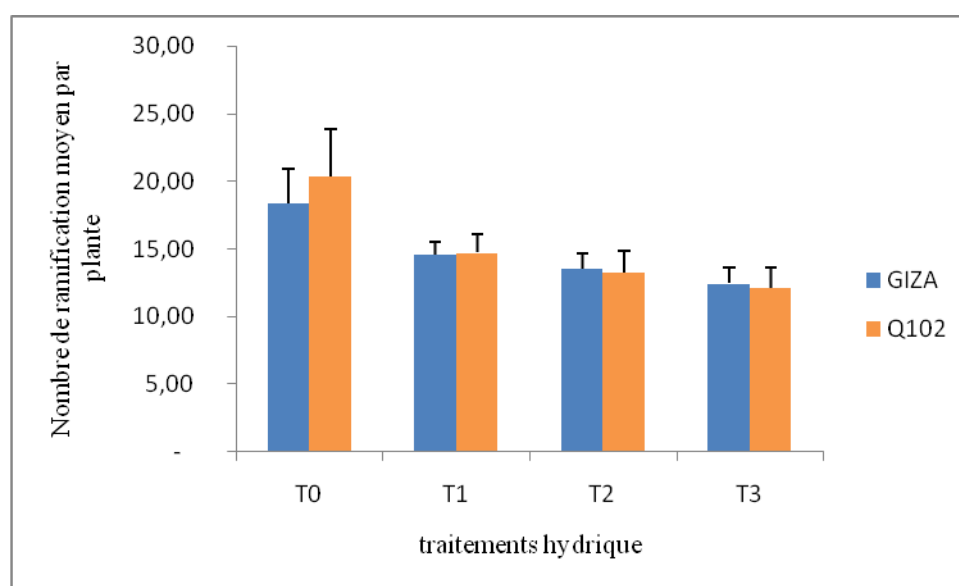


Figure.20: Variation nombre des ramifications en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.

➤ Nombre de panicules moyen par plant

Selon les résultats enregistrés dans la **Figure.21**, nous remarquons que ce paramètre est affecté par le manque d'eau, ainsi le nombre moyen de panicule est très important chez les plantes témoins (T0) : il est de 12.93 chez la variété GIZA et de 8.58 chez Q102 par rapport aux plantes stressées.

Le stress hydrique induit une baisse du nombre de panicule moyen chez les deux variétés, ainsi plus le manque d'eau est important plus ce paramètre diminue. Les valeurs obtenus sont de 10.85, 10.39 et 10.18 pour GIZA et de 3.88 ; 3.94 et 3.60 pour Q102 respectivement pour T1, T2 et T3.

En comparant entre les deux populations, le nombre de panicule chez la variété GIZA plus élevé que celui des plants Q102 lorsque les plantes sont normalement arrosées et sous

différent traitement du stress, les pourcentages de diminution sont respectivement de 55, 57 et 58% pour les traitements T1, T2 et T3.

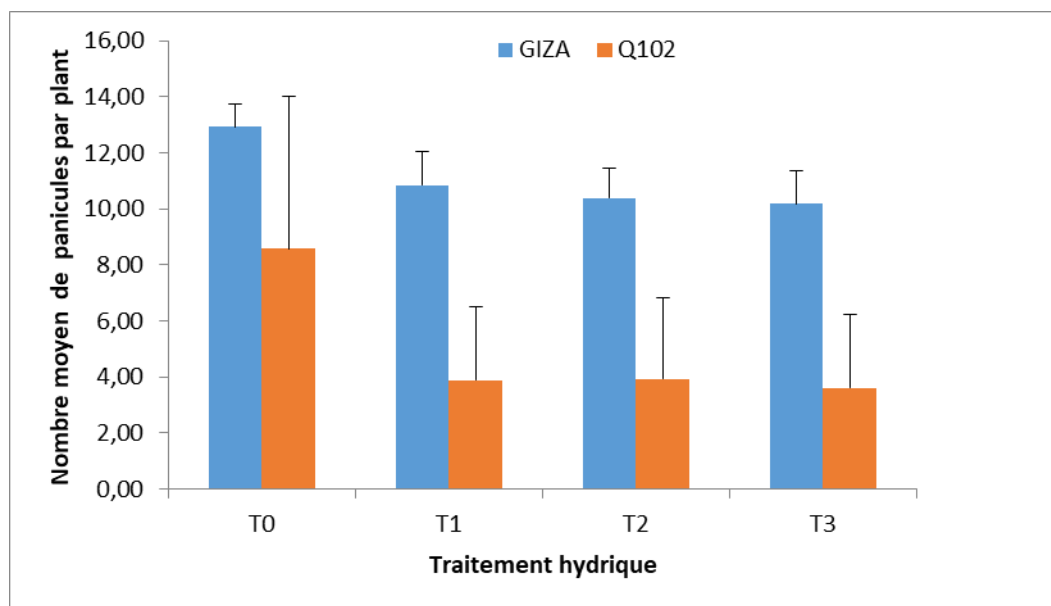


Figure. 21 : Variation nombre des panicules GIZA en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines).

1.7. Poids moyenne aérienne et racinaire

1.7.1. Poids moyenne frais et sec des tiges

Les résultats sont consignés dans la **Figure.22**, nous remarquons que le facteur traitement hydrique induit une action remarquable sur ces deux paramètres. D'une manière globale le déficit hydrique réduit la production de poids fraîche et sèche chez les deux populations qui se sont comporté de la même manière, néanmoins, la matière fraîche et sèche est respectivement 2.5 fois et 3 fois plus élevée chez la variété Q102. Le poids frais des tiges est plus marqué chez la variété GIZA (1.05g/plant) sous le traitement T3 contre 2.53 g/plant chez les plantes témoins. Alors que pour la variété Q102, les traitements T2 et T3 ont donné le même poids frais qui est égale à 2.87 contre 6.32 g/plant chez les plants témoins. Il en est de même également pour la biomasse sèche des plants GIZA qui indiquent une valeur la plus basse (0.38 g/plant) lorsque celle-ci sont arrosées une fois chaque quatre semaine (T3) contre 0.81 g/plant chez les témoins, avec une réduction de 53%. Par contre, chez le génotype Q102, c'est le traitement T2 qui a plus affecté ce paramètre, le poids sec est de 1.53 g/plant contre 2.38 g/plant, ce qui correspond à une réduction de 36%.

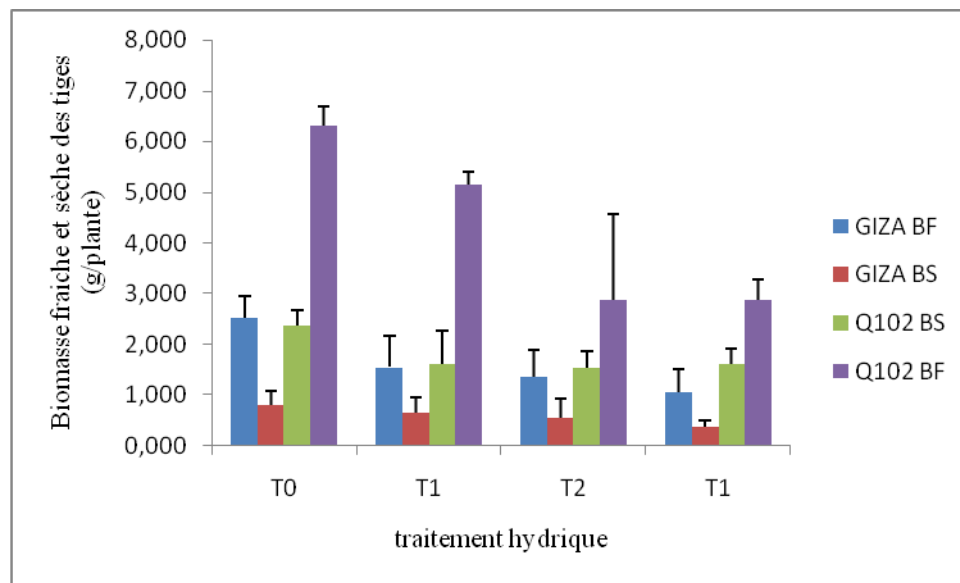


Figure. 22 : Variation poids frais et sec des tiges(g) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.

L'étude statistique de ces paramètres montre des différences très hautement significatives entre les variétés et significative entre les traitements (**tableau 05, annexe 03**).

Concernant le facteur traitements du poids frais des tiges, il ressort d'après le test de Newman-Keuls trois groupes homogènes. Mais pour le poids sec, un seul groupe homogène (A) est enregistré. (**Tableau 05**)

Tableau05: Groupes homogènes des traitements (Poids frais des tiges).

Modalité	Moyenne estimée(PMF tige)	Groupes
T3	1.9578	A
T2	2.1120	A
T1	3.3475	B
T0	4.4995	C

- Groupe (A) : se trouve les plantes qui ont reçues les traitements (T3 et T2).
- Groupe (B) : se trouve les plantes qui ont reçues le traitement (T1).
- Groupe (c) : se trouve les plantes qui ne sont pas traitées (T0).

Concernant l'interaction entre les deux facteurs (variété et traitement), la différence est significative pour le poids frais et sec des tiges (**Tableau 06 et 07**). Le test Newman-Keuls fait apparaitre deux groupes homogènes pour la matière fraîche .Pour le poids sec, deux groupes homogènes et quatre intermédiaires.

Tableau 06: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (poids sec des tiges)

Modalité	Moyenne estimée(P MS tige)	Groupes			
Giza*T3	0.4283	A			
Giza*T2	0.5810	A	B		
Giza*T1	0.6817	A	B		
Giza*T0	0.9935	A	B	C	
Q102*T1	1.4643		B	C	D
Q102*T2	1.5277		B	C	D
Q102*T3	1.7853			C	D
Q102*T0	2.3423				D

- Groupe (A) :(GIZA*T3).
- Groupe Intermédiaire entre A et B :(GIZA*T2, GIZA*T1).
- Groupe Intermédiaire entre A, B et C : (GIZA*T0).
- Groupe Intermédiaire entre B, C et D :(Q102*T1, Q102*T2).
- Groupe Intermédiaire entre C et D :(Q102*T3).
- Groupe (D) : (Q102*T0).

Tableau 07: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (poids frais des tiges)

Modalité	Moyenne estimée(BM F tige)	Groupes
Giza*T3	1.0493	A
Giza*T2	1.3547	A
Giza*T1	1.5490	A
Giza*T0	2.6774	A
Q102*T3	2.8663	A
Q102*T2	2.8693	A
Q102*T1	5.1460	B
Q102*T0	6.3217	B

- **Groupe(A)** :(GIZA*T3, GIZA*T2, GIZA*T1, GIZA*T0, Q102*T3, Q102*T2).
- **Groupe (B)** :(Q102*T1, Q102*T0).

1.7.2. Poids frais et sec des racines

Les résultats du poids frais et sec des racines sont représentés sur la **Figure. 23**. La lecture de cette figure montre que le traitement hydrique provoque des variations sur ces deux paramètres. Le manque d'eau a induit une légère baisse de la production de poids frais et sec chez la population GIZA, alors que chez la population Q102, nous enregistrons une élévation de ces deux paramètres bien marqué sous les traitements T1 et T2. D'ailleurs, on note que les

pois frais et secs de la variété Q102 est plus élevée que celle de GIZA. Chez la variété GIZA, le Poids frais des racines (0.2 g/plant) est identique pour l'ensemble des traitements hydriques, il est faible par rapport à celle obtenue chez les plantes témoins (0.34 g/plant). Par contre chez la variété Q102, les traitements T1 et T2 ont induit des augmentations de 33.5 et 36.5% par rapport au témoin donné la Poids frais supérieure (2.32g/plant) contre (1.70 g/plant) chez les plantes témoins. Il en est de même également pour le Poids sec des racines GIZA qui indiquent des valeurs basses (0.10 g/plant) et identique pour les traitements T2 et T3 contre ceux des plantes témoins (0.17 g/plant). On remarque que les plantes traitées (T1) ont donné le même poids sec que les témoins lorsque celles des témoins. Pour la variété Q102, les traitements T2 a induit une augmentation de 32.7% par rapport au témoin. Les poids sec obtenus sont de 0.59, 0.73 et 0.37 g/plant respectivement pour les plantes traitées T1, T2 et T3 par rapport aux plantes témoins (0,55 g/plant).

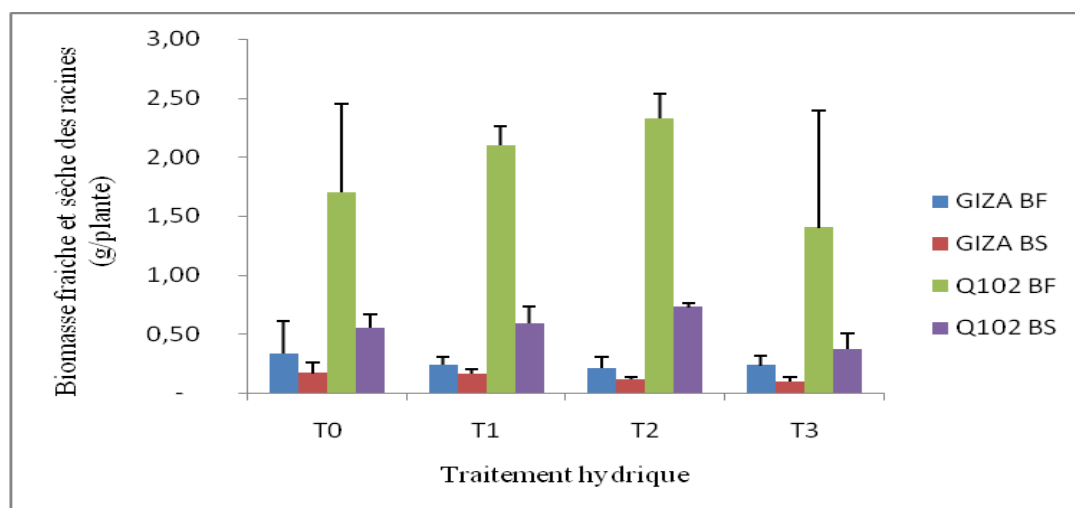


Figure. 23 : Variation poids frais et sec des racines (g) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.

L'étude statistique de la Biomasse racinaire montre des différences très hautement significatives entre les variétés et différence non significatives entre les traitements (**tableau 05, annexe 03**). D'après le test de Newman-Keul, on enregistre un seul groupe homogène (A) pour les traitements du Poids frais et sec des racines. Pour l'interaction entre les deux facteurs, on note une différence significative pour les deux paramètres, ainsi deux groupes homogènes et deux intermédiaires se sont formés pour la biomasse fraîche. Par contre pour le poids sec, deux groupes homogènes et trois intermédiaires sont formés (**Tableau 08 et 09**).

Tableau 08: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (poids frais des racines).

Modalité	Moyenne estimée(BMF racine)	Groupes		
Giza*T2	0,2133	A		
Giza*T3	0,2327	A		
Giza*T1	0,2407	A		
Giza*T0	0,5951	A	B	
Q102*T3	1,4007		B	C
Q102*T0	1,8157			C
Q102*T1	2,0997			C
Q102*T2	2,3237			C

- Groupe (A) : (GIZA*T2, GIZA*T3, GIZA*T1).
- Groupe Intermédiaire entre A et B : (GIZA*T0).
- Groupe Intermédiaire entre B, C : (Q102*T3).
- Groupe (C) : (Q102*T0, Q102*T1, Q102*T2).

Tableau 09: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (poids sec des racines).

Modalité	Moyenne estimée(BMS racine)	Groupes			
Giza*T3	0,1190	A			
Giza*T2	0,1213	A			
Giza*T1	0,1363	A			
Giza*T0	0,2430	A	B		
Q102*T3	0,4463		B	C	
Q102*T0	0,5750			C	D
Q102*T1	0,6337			C	D
Q102*T2	0,8063				D

- Groupe (A) : (GIZA*T3, GIZA*T2, GIZA*T1).
- Groupe Intermédiaire entre A et B : (GIZA*T0).
- Groupe Intermédiaire entre B, C : (Q102*T3).
- Groupe Intermédiaire entre C et D : (Q102*T0, Q102*T1).
- Groupe (D) : (Q102*T2).

2. Effet du stress sur les paramètres physiologiques

2.1. Teneur relative en eau (TRE)

La **Figure.24** montre l'évolution de la teneur relative en eau (TRE) des feuilles de GIZA et Q102 sous différentes fréquences d'irrigation. A travers la lecture de l'histogramme, il apparaît sous ces traitements les feuilles des deux génotypes baissent d'une manière significative leur teneur en eau vis-à-vis des plantes témoins. Cette baisse est proportionnelle à la fréquence d'irrigation. Les taux enregistrés chez les témoins sont de (78.89% chez GIZA et 78.20 % chez Q102), celles-ci passent à 66.53, 60.26 et 49.83% chez les plantes GIZA et 74.49, 72.60 et 62.42%) respectivement pour les traitements hydriques T1, T2 et T3.

Il ressort que le stress hydrique affecte le contenu hydrique des feuilles des deux variétés étudiées, alors que lorsque les plantes ne sont pas stressées, les feuilles se comportent de la

même manière et indique des taux identiques. Il semble que c'est la variété GIZA qui est plus sensible au manque d'eau.

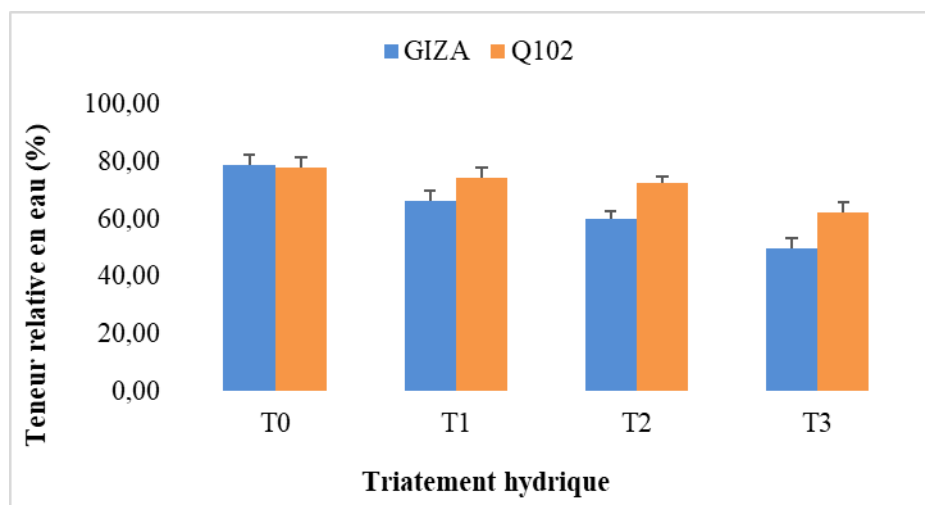


Figure. 24 : Variation teneur relative en eau (TRE,%) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines).

L'analyse de la variance montre des différences hautement significatives entre les variétés et très hautement significative entre les traitements (**tableau 06, annexe03**). Le test de Newman-Keuls) (**Tableau10**) fait ressortir trois groupes homogènes.

Tableau 10: Groupes homogènes des traitements (TRE%).

Modalité	Moyenne estimée(TRE)	Groupes
T3	56.1234	A
T2	66.4267	B
T1	70.5102	B
T0	78.5450	C

- Groupe (A) : traitement (3).
- Groupe (B) : traitement (2, 1).
- Groupe (C) : traitement (0).

Pour l'interaction entre les deux facteurs population x traitements, Il apparait une différence significative, trois groupes homogène et trois groupes intermédiaires sont formés (**Tableau 11**).

Tableau 11: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (TRE,%).

Modalité	Moyenne estimée(TRE)	Groupes		
Giza*T3	49.8284	A		
Giza*T2	60.2560	B		
Q102*T3	62.4183	B	C	
Giza*T1	66.5312	B	C	D
Q102*T2	72.5973	B	C	D
Q102*T1	74.4892	C		D
Q102*T0	78.1997	D		
Giza*T0	78.8903	D		

- Groupe A : (GIZA*T3).
- Groupe B : (GIZA*T2).
- Groupe Intermédiaire entre B et C : (Q102* T3).
- Groupe Intermédiaire entre B, C et D : (GIZA*T1 Q102*T2).
- Groupe Intermédiaire entre C et D : (Q102*T1).
- Groupe D: (GIZA*T0, Q102*T0).

2.2. Déficit hydrique de saturation (D.H.S)

Les résultats du déficit hydrique de saturation (DHS) des feuilles présentées sur la **Figure.25**. Nous remarquons que aussi bien les plantes témoins que celles stressées, marquent un déficit de saturation hydrique des feuilles ; cependant, le DHS est plus important chez les plantes stressées comparé aux plantes témoins.

Les données présentées sur la figure indiquent que la contrainte hydrique a provoqué une élévation du D.H.S des feuilles des plantes des deux variétés de quinoa qui est proportionnel à l'intensité du stress hydrique ; néanmoins ce déficit est plus accentué chez la population GIZA1. Les valeurs enregistrées sont respectivement pour T1, T2, T3 et T0 de 33.28, 35.70% et 40.36% contre 28.93 % chez la variété GIZA et 28.95, 29.77, 31.21% contre 24.07% chez la variété Q102.

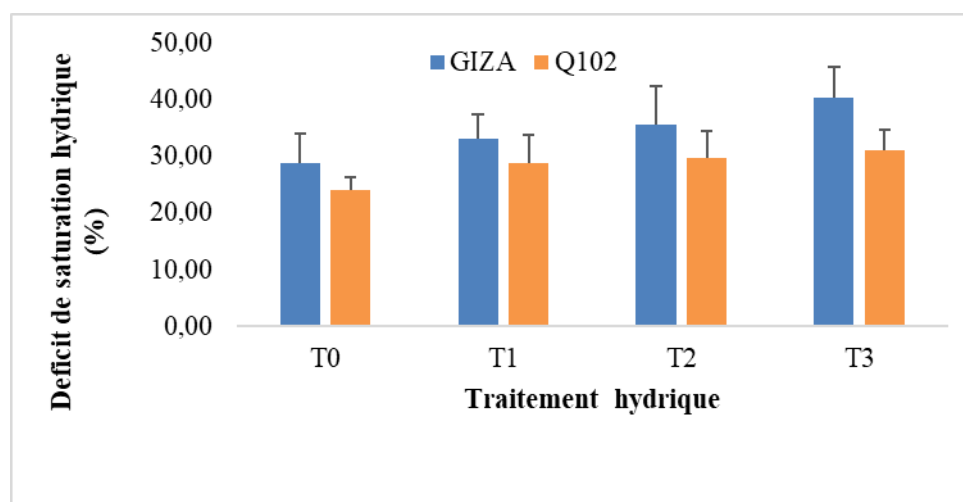


Figure. 25 : Variation déficit de saturation hydrique (DSH,%) en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaine

L'analyse statistique montre une différence hautement significative entre les deux variétés. Cependant pour le facteur traitement, les différences sont significatives (**Tableaux06, annexe03**). Selon le test de Newman-Keuls, deux groupes homogènes et un intermédiaire se sont formés vis -à- vis des traitements sur la DSH (**Tableaux 12**).

Tableau 12: Groupes homogènes des traitements (DSH,%).

Modalité	Moyenne estimée(DSH)	Groupes	
T0	26.4992	A	
T1	31.1174	A	B
T2	32.7351	A	B
T3	35.7857	B	

- Groupe (A) : traitements (0).
- Groupe Intermédiaire entre A et B : traitements (1,2).
- Groupe (B) : traitement (3).

L'interaction (variété x traitement) (**Tableaux 13**), a montré des différences significatives. On remarque deux groupes homogènes et un groupe intermédiaire selon le test de Newman-Keuls.

Tableau 13 : Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (DSH,%).

Modalité	Moyenne estimée(DSH)	Groupes	
Q102*T0	24.0652	A	
Giza*T0	28.9331	A	B
Q102*T1	28.9549	A	B
Q102*T2	29.7666	A	B
Q102*T3	31.2145	A	B
Giza*T1	33.2799	A	B
Giza*T2	35.7035	A	B
Giza*T3	40.3570	B	

- Groupe (A) : (Q102*T0).
- Groupe Intermédiaire entre A et B :(GIZA*T0, Q102*T1, Q102*T2, Q102*T3, GIZA*T1, GIZA*T2).
- Groupe (B) : (GIZA*T3).

3. Effet du stress sur les paramètres biochimique

3.1. Teneur moyenne en chlorophylle des feuilles

Afin d'estimer l'état photosynthétique de la plante *Chenopodium quinoa* Willd des variétés GIZA et Q102, sous différentes fréquences d'irrigation, le dosage des chlorophylles (a, b et totale) a été effectué et les résultats sont représentés dans les figures 26 et 27.

Les résultats de GIZA illustrés par la **Figure.26**, montrent que les teneurs en chlorophylles (**a**, **b** et **totale**) sont variables. Les teneurs enregistrées en chlorophylle (**a**, **b** et **totale**) sont affectées par le stress hydrique, néanmoins, il semble que la chlorophylle (**b**) est plus affectée que la chlorophylle (**a**).

Tout d'abord concernant la chlorophylle (**a**), celle-ci augmente légèrement chez les plantes stressées par rapport à celles normalement arrosées. Le taux maximal est enregistré chez le traitement T2 (17.75 mg/g PF), suivis de T3 et T1 avec une teneur moyenne de 16.7 mg/g PF comparativement aux plants témoins qui indiquent une valeur de 16.2 mg/g PF.

Pour la chlorophylle **b** on observe une réduction sensible entre les différents traitements hydrique et les plantes témoins, la teneur la plus élevée indiquée chez le témoin est de (09.78 mg/g PF) et celles des traitements T1, T2 et T3 sont de l'ordre de 09 mg/g PF.

De même, pour la chlorophylle **totale**, les traitements hydriques n'ont pas affecté les teneurs moyennes de ce paramètre, sauf pour T2 dont la teneur a sensiblement augmenté par rapport aux témoins (T0). Les résultats obtenus sont de (25.97, 25.47, 26.75, 25.94 mg/g PF) chez les plantes traitées respectivement pour T0, T1, T2, T3.

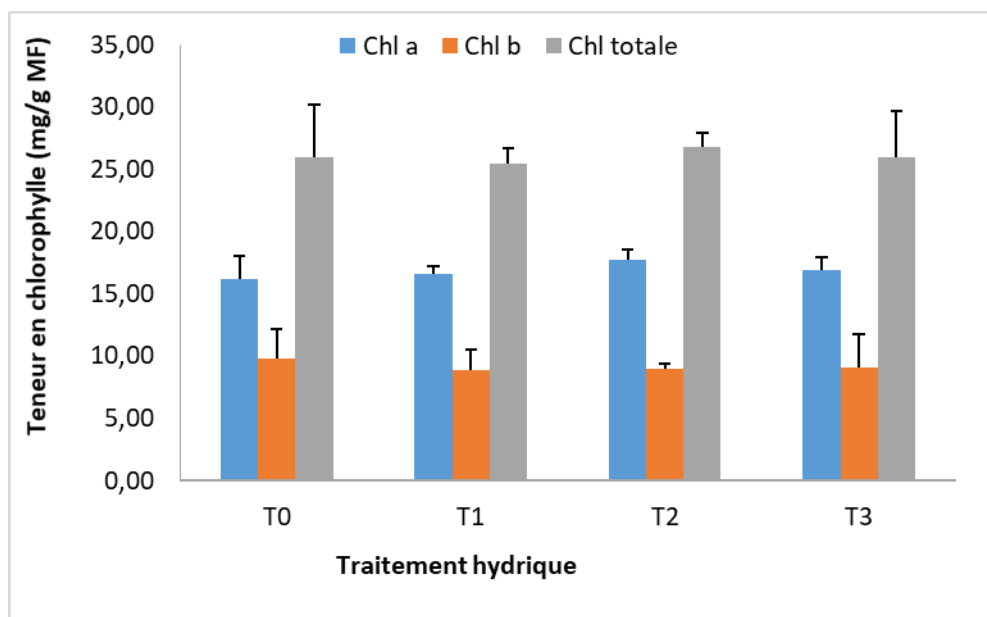


Figure. 26 : Variation de la teneur en chlorophylle chez GIZA en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines

Pour la variété Q102, nous remarquons d'après les résultats présentés dans la **Figure. 27** que le facteur traitement induit une augmentation des teneurs en chlorophylle (**a**, **b** et **totale**). Ces teneurs sont très variables et sont fonction de la fréquence du stress. En effet, les

teneurs moyennes en chlorophylle **a** sont plus affecté par le traitement T1, ce paramètre a augmenté de 45,23% par rapport au plantes témoins suivi par T3, avec une augmentation moindre égale à 23,35%, alors que les plantes traitées 1 fois chaque 2 semaines na pas manifesté un changement, elle est identique à celles des plantes témoins.

Par contre, la chlorophylle **b**, est plus affectée par le traitement T3, qui a induit une augmentation de 32% par rapport aux feuilles témoins. Les traitements T1 et T2 ont indiqués les même teneures avec une hausse de 26,5%.

De même, pour la chlorophylle **totale**, le T1 a donné des teneurs élevées (18.16 mg/g PF) suivis de T3 (16.63 mg/g PF) et de T2 (14.59 mg/g PF) ce qui correspond à des augmentations de 38%, 26.5% et 10.86% du taux de chlorophylle chez les plantes traitées respectivement T1, T2, T3 par rapport les plantes non stressée (13.16 mg/g PF).

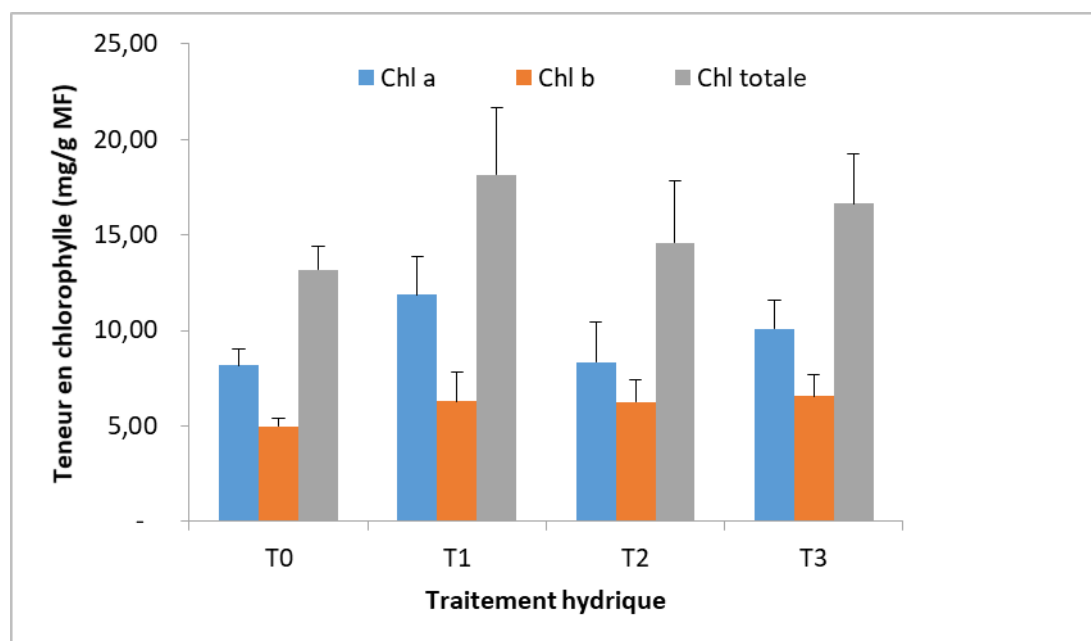


Figure. 27 : Variation de la teneur en chlorophylle chez Q102 en fonction de la fréquence d'irrigation : T0 (témoin) 3 fois/semaine ; T1 :1fois /semaine ; T2 : 1X /2 semaines ; T3 :1 fois /4 semaines.

L'étude statistique de la chlorophylle **a**, **b** et **totale** montre une différence très hautement significative entre les deux populations vis –à-vis de la chlorophylle **a** et **totale**. Mais pour la chlorophylle **b**, la différence est hautement significative entre les variétés. Entre les traitements, la différence est non significative pour la chlorophylle **a**, **b** et **totale** (**Tableaux06, annexe03**). Le test de Newman-Keuls a formé un seul groupe homogène.

L'interaction (variété x traitement), a montré des différences significatives pour la chlorophylle **a** et **totale**. Deux groupes homogènes et trois groupes intermédiaires pour la chlorophylle **a** et deux groupes homogènes et un groupe intermédiaire vis-à-vis de la chlorophylle **totale** (**Tableaux 14**). Par contre chez la chlorophylle **b** un seul groupe homogène (A) est indiqué.

Tableau 14: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (chlorophylle a et totale).

Modalité	Moyenne estimée(c hlo a)	Groupes		
Q102*T0	8.1775	A		
Q102*T2	8.3300	A		
Q102*T3	10.0888	A	B	
Q102*T1	11.8803	A	B	C
Giza*T0	16.1885		B	C
Giza*T1	16.5869		B	C
Giza*T3	16.8570		B	C
Giza*T2	17.7526			C

- Groupe (A) :(Q102*T0, Q102*T2)
- Groupe Intermédiaire entre A et B :(Q102*T3)
- Groupe Intermédiaire entre A, B et C : (Q102*T1)
- Groupe Intermédiaire entre B et C :

Modalité	Moyenne estimée (chlo a+b)	Groupes	
Q102*T0	13.1565	A	
Q102*T2	14.5901	A	
Q102*T3	16.6258	A	B
Q102*T1	18.1558	A	B
Giza*T1	25.4671	B	
Giza*T3	25.9439	B	
Giza*T0	25.9730	B	
Giza*T2	26.7485	B	

- Groupe (A) :(Q102*T0, Q102*T2).
- Groupe Intermédiaire entre A et B : (Q102*T3, Q102*T1).
- Groupe (B) :(GIZA*T1, GIZA*T3, GIZA*T0, GIZA*T2)

3.2. Teneur en sucres soluble dans les feuilles

La **Figure.28** montre l'accumulation des sucres solubles chez les deux populations sous différentes fréquences d'irrigation. Dans les deux populations étudiées, les teneurs en ces composés glucidiques augmente comparativement aux plantes témoins ; néanmoins, les géotypes Q102 indiquent des taux plus élevées que ceux de GIZA, aussi bien pour les feuilles témoins que celles traitées. En effet, chez Q102, ces teneurs (1287.5 µg/100mgMF) sont presque le double de ceux obtenues chez GIZA (780.6 µg/100mgMF). Chez cette population, le stress hydrique a provoqué une baisse des sucres totaux proportionnelle à la fréquence d'irrigation augmentent, les valeurs obtenues sont 1529.17, 1404.17, 1255.56 µg/100mgMF respectivement sous les traitements (T1, T2, T3). Au contraire, le stress hydrique a augmenté le taux des sucres totaux chez les plantes Q102 qui sont (1562.50,

1633.33 et 1775 $\mu\text{g}/100 \text{ mg MF}$ contre 1287.50 $\mu\text{g} /100\text{mg MF}$ enregistrés au niveau des plantes témoin. Le traitement T1 chez GIZA et T3 chez Q102 ont montré une augmentation de 96% et de 38%.

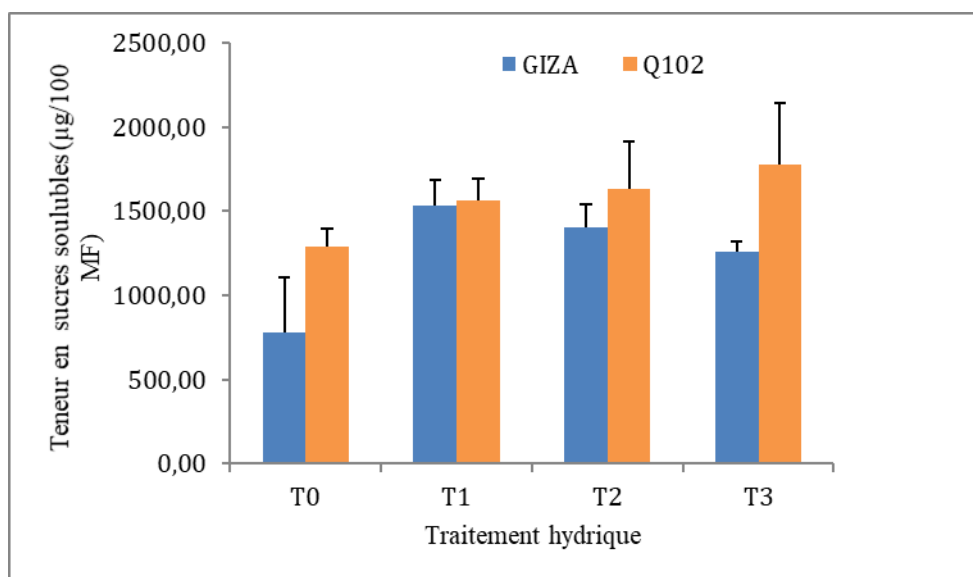


Figure.28 : Variation de la teneur des sucres solubles en fonction de la fréquence d'irrigation: T0 (témoin: 3 fois/semaine; T1:1fois /semaine ; T2: 1X /2 semaines; T3 :1 fois /4 semaines)

L'analyse statistique montre une différence hautement significative entre les deux populations. (**Tableaux 06, annexe03**) ; une différence hautement significative entre les traitements (**Tableaux 15**).

Tableau 15: Groupes homogènes des traitements (sucres solubles).

Modalité	Moyenne estimée(sucres)	Groupes
T0	1034.0278	A
T3	1515.2778	B
T2	1518.7500	B
T1	1545.8333	B

- Groupe (A) : traitement (0).
- Groupe (B) : traitements (3, 2, 1).

L'interaction (population x traitement) indique deux groupes homogènes (**Tableaux 16**).

Tableau 16: Groupes homogènes d'interaction populations*traitements (sucres solubles)

Modalité	Moyenne estimée(sucres)	Groupes
Giza*T0	780.5556	A
Giza*T3	1255.5556	B
Q102*T0	1287.5000	B
Giza*T2	1404.1667	B
Giza*T1	1529.1667	B
Q102*T1	1562.5000	B
Q102*T2	1633.3333	B
Q102*T3	1775.0000	B

- Groupe (A) : (GIZA*T0).
- Groupe (B) : (GIZA*T3, Q102*T0, GIZA*T2, GIZA*T1, Q102*T1, Q102*T2, Q102*T3).

4. Analyse Factorielle Discriminante (AFD)

4.1. Variétés

Le **tableau 17** fournit les valeurs propres et le pourcentage de variance correspondant. On peut voir que 100% de la variance sont représentés par le premier facteur. En effet, le nombre maximum de facteurs non nuls vaut $k-1$, lorsque $n > p > k$, où n est le nombre d'observations, p le nombre de variables explicatives et k le nombre de groupes.

Tableau 17 : Valeurs propres (Variété).

	F1
Valeur propre	10.9915
Discrimination (%)	100.0000
% cumulé	100.0000

La **Figure.29** et le **tableau 18** montrent comment les 14 variables initiales sont corrélées avec les deux facteurs obtenus (ce graphique est construit à partir du tableau des coordonnées des variables). On peut voir que le facteur F1 est corrélé avec toutes les variables : Toutes les variables (sauf TRE et Hauteur finale de la tige) sont très discriminantes **sont les variables les plus discriminantes (corrélations en valeur absolue ≥ 0.5) :**

- **du côté positif de l'axe :** DSH, chlo a, chlo b et chlo a+b
- **du côté négatif de l'axe :** Sucres, Haut racine, BMF racine, BMS racine, BMF tige, BMS tige, L des feuilles et l des feuilles

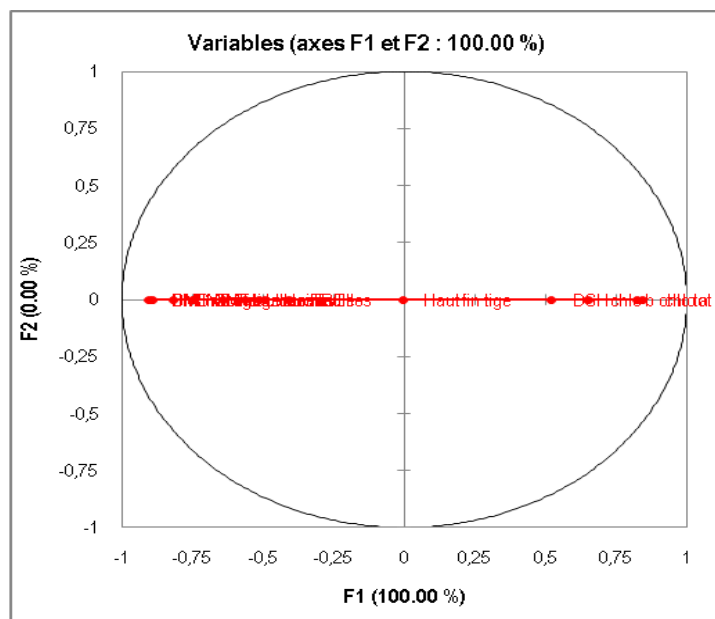


Figure. 29 : Cercle de corrélations des variables sur le plan 1-2 (Variétés).

Tableau 18 : Corrélations Variables/Facteurs (Variété).

	F1
TRE	-0.4044
DSH	0.5206
chlo a	0.8437
chlo b	0.6543
chlo a+b	0.8245
sucres	-0.4964
Haut racine	-0.6436
BMF racine	-0.8997
BMS racine	-0.8932
Haut fin tige	-0.0065
BMF tige	-0.7483
BMS tige	-0.8185
L des feuilles	-0.5621
I des feuilles	-0.5153

Sur la **Figure .30** sont affichés les individus (variétés) sur les axes factoriels. Ce graphique permet de confirmer que les individus sont bien discriminés sur les axes factoriels obtenus à partir des variables explicatives initiales. Le graphique étant bien orthonormé, on peut constater que c'est bien le premier axe qui discrimine seul les deux variétés. Les barycentres des deux variétés sont affichés, ainsi que les ellipses de confiance. Dans notre cas, vu que seul le facteur 1 est discriminant, les ellipses sont plates et non visibles.

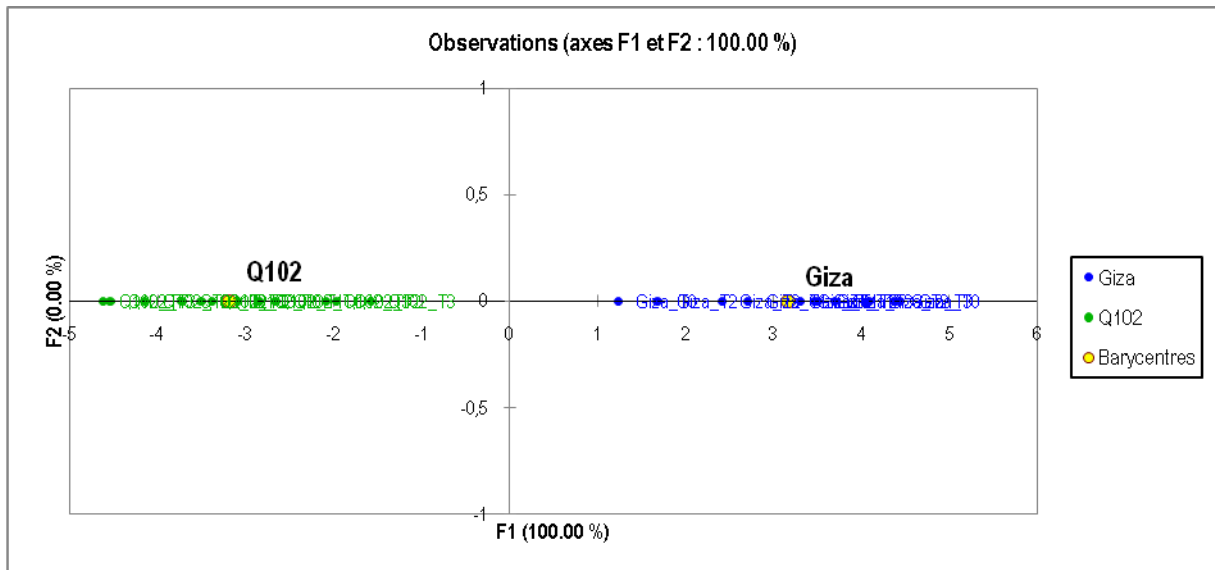


Figure. 30 : AFD, Représentation des variétés sur le plan 1-2.

4. 2. Fréquences d'irrigation

Le **tableau 19** fournit les valeurs propres et le % de variance correspondant. On peut voir que 82.14% de la variance sont représentés par le premier facteur. Il y a ici trois facteurs vu que le nombre maximum de facteurs non nuls vaut $k-1$, lorsque $n > p > k$, où n est le nombre d'observations, p le nombre de variables explicatives et k le nombre de groupes.

Tableau 19 : Valeurs propres (Fréquence d'irrigation).

	F1	F2	F3
Valeur propre	11.7133	1.9580	0.5881
Discrimination(%)	82.1440	13.7314	4.1246
% cumulé	82.1440	95.8754	100.0000

La **Figure. 31** et le **tableau 20** montre comment les 14 variables initiales sont corrélées avec les trois facteurs obtenus (ce graphique est construit à partir du tableau des coordonnées des variables). On peut voir que seulement pour le premier facteur (axe) il y a **les variables les plus discriminantes (corrélations en valeur absolue ≥ 0.5)** :

- du côté positif de l'axe : TRE, Haut fin tige, BMF tige, L des feuilles et l des feuilles
- du côté négatif de l'axe : DSH et sucres

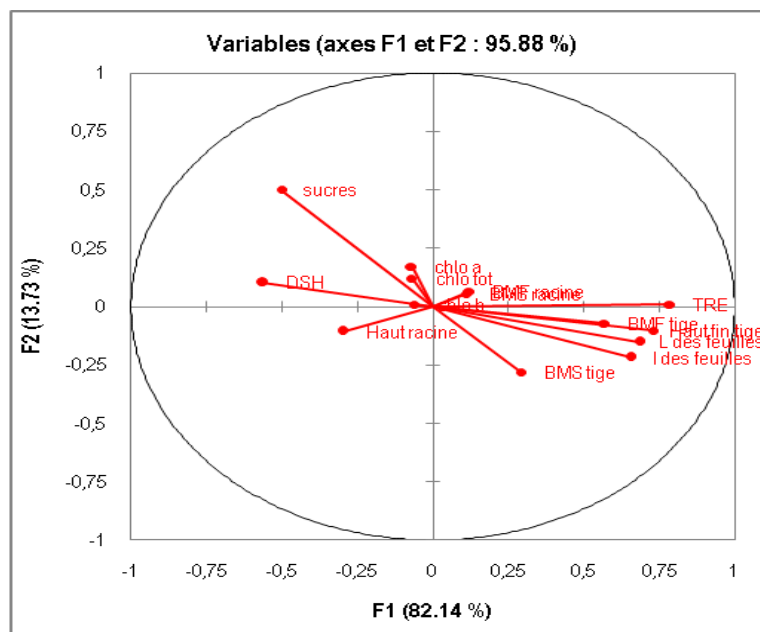


Figure. 31: Cercle de corrélation des variables sur le plan 1-2 (Fréquence d'irrigation)

Tableau 20 : Corrélations Variables/Facteurs (Fréquence d'irrigation).

	F1	F2	F3
TRE	0.7874	0.0090	-0.2964
DSH	-0.5623	0.1024	0.1232
chlo a	-0.0694	0.1724	0.0950
chlo b	-0.0609	0.0075	0.0234
chlo a+b	-0.0705	0.1200	0.0735
sucres	-0.5014	0.4996	-0.0245
Haut racine	-0.2972	-0.1062	0.1260
BMF racine	0.1224	0.0650	-0.2310
BMS racine	0.1117	0.0534	-0.3531
Haut fin tige	0.7288	-0.1037	0.1832
BMF tige	0.5704	-0.0735	0.1495
BMS tige	0.2907	-0.2799	0.0601
L des feuilles	0.6865	-0.1510	-0.1702
I des feuilles	0.6580	-0.2182	-0.1718

Sur les **Figure. 32et 33** sont affichés les individus (fréquences d'irrigation) sur les axes factoriels. Ce graphique permet de confirmer que les individus sont bien discriminés sur les axes factoriels obtenus à partir des variables explicatives initiales. Le graphique étant bien orthonormé, on peut constater que c'est bien le premier axe qui discrimine le mieux les quatre fréquences d'irrigation. Les barycentres des quatre fréquences d'irrigations sont affichés, ainsi que les ellipses de confiance.

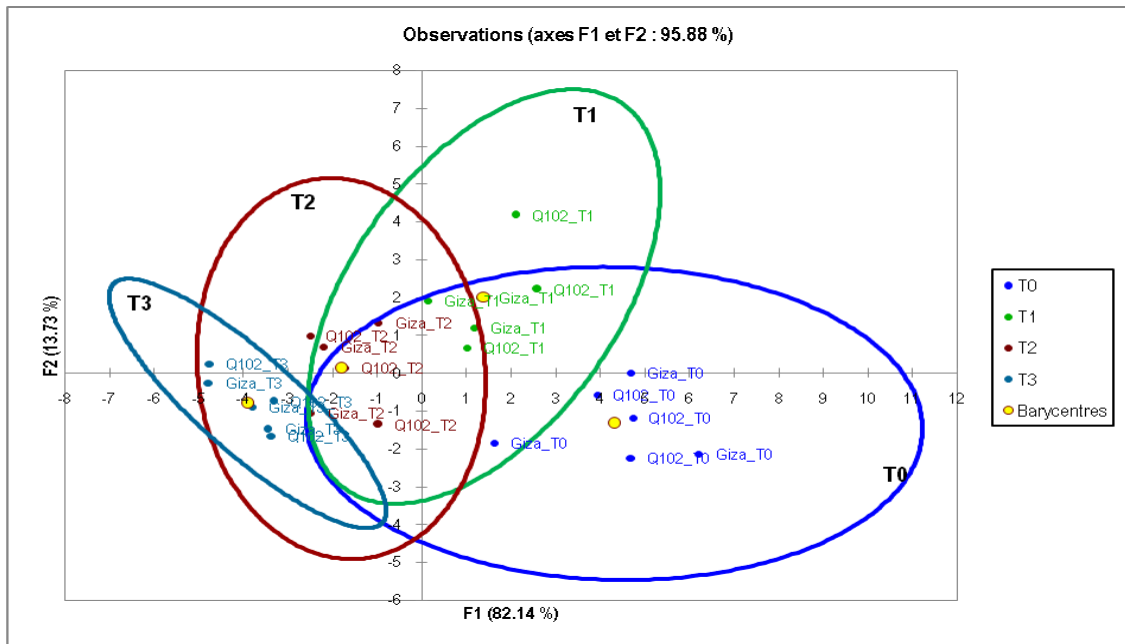


Figure. 32: AFD, Représentation des fréquences d’irrigations sur le plan 1-2.

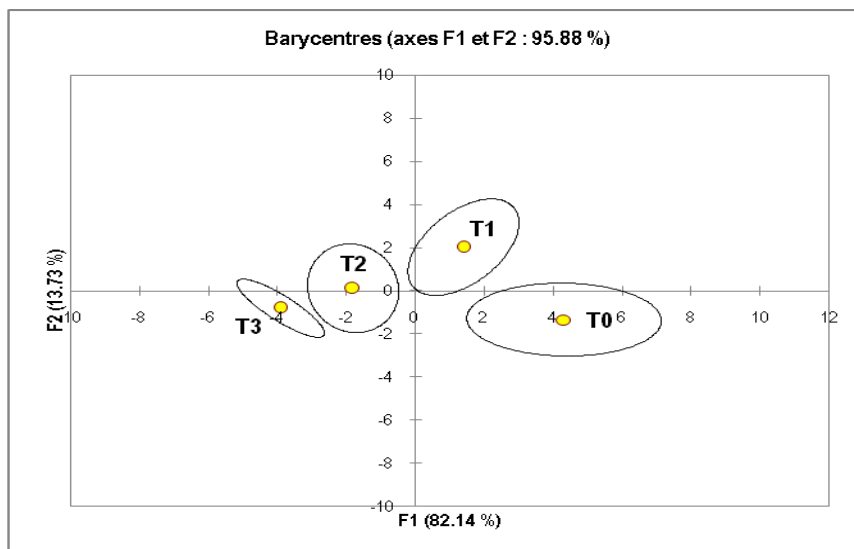


Figure. 33: AFD, Représentation des fréquences d’irrigations (barycentres) sur le plan 1-2.

Ainsi, les traitements T0 (témoin) et T1 sont opposés aux traitements T2 et T3 par rapport à l'axe 1. T0 et T1 se distinguent par des valeurs importantes des variables situées du même côté positif et des valeurs faibles des variables situées du côté négatif, et inversement pour T2 et T3.

II. Discussion

La réaction générale des plantes face au stress abiotiques s'effectue par un ensemble de modifications morphologiques, physiologiques et biochimiques. Afin de permettre le maintien de la croissance et du développement.

L'eau constitue la force motrice de la multiplication et de l'élongation cellulaire qui sont les mécanismes clés de la croissance des plantes. Ainsi pour croître de façon convenable, les plantes ont besoin d'un apport régulier d'eau. L'installation du déficit hydrique entraîne une altération des différents processus, par modification de la croissance des organes de la plante, son développement et sa production dans l'ensemble.

Les résultats obtenus, à partir de l'étude de certains mécanismes de résistance au stress hydrique chez les plantes de *Chenopodium quinoa* Willd chez les deux populations (GIZA, Q102) soumises à des conditions de déficit hydrique par arrêt d'arrosage, ont montré que cette contrainte dépend de l'intensité du stress appliqué et de la variété.

Par rapport aux paramètres morphologiques, il ressort que le stress appliqué n'affecte pas de la même manière la partie racinaire et aérienne des plantes. En effet, d'une part, le stress hydrique a engendré une perturbation et une variation dans la croissance des deux variétés, ainsi, si le traitement T1 a permis une meilleure croissance chez GIZA, la croissance des plantes Q102 n'a pas été influencée par le déficit en eau, car ce sont les plantes témoins qui ont manifesté une meilleure croissance. Les traitements (T2 pour la population Q102) et (T3 pour les deux populations) montrent une croissance importante depuis le début du stress jusqu'à la 5^{ème} semaine (S5) puis diminue sensiblement jusqu'à la semaine S8. Cela est probablement dû à une altération dans le statut hydrique de la plante. La phase végétative est un stade de pleine croissance des plantes durant lequel un manque d'eau ralentit les mécanismes clés de la croissance, que sont la mère et l'auxèse.

D'autre part, le stress a induit une diminution de la hauteur des plants, la surface foliaire estimée par la longueur et la largeur des feuilles. Cette baisse est dans l'ensemble proportionnelle à l'augmentation de la fréquence d'irrigation. En effet, le déficit en eau stress entraîne un effet dépressif sur la croissance des plantes en générale et la hauteur des plantes, ainsi une différence hautement significative est enregistrée entre les traitements. Nos résultats concorde avec ceux obtenus par (RJEIBI et al., 2015) qui ont également travaillé sur le *quinopodium quinoa* dans des conditions contrôlées et montré une diminution de la hauteur

des tiges stressées pendant 7 et 12 jours. De même, (**HIDOUB, 2018**) a noté également une baisse de la croissance et de la hauteur des tiges de quinoa, variété GIZA traitée au stress salin avec des concentrations allant de 100 à 600 mM.

La réduction de la hauteur de la tige peut s'expliquer par un retard dans la croissance végétative suite à une baisse de divisions cellulaires induite par un déficit hydrique qui empêche l'absorption de l'eau par les racines (**OUKARA et al., 2017**) ; ou bien, également par la capacité des plantes de s'adapter à la survie.

Les plantes réagissent par un abaissement du potentiel hydrique des feuilles permettant l'absorption de l'eau ; c'est le phénomène d'ajustement osmotique (**KASRAOUI et al., 2006**). Cette réduction de la longueur et largeur des feuilles (surface foliaire) peut-être expliquée par la stratégie adoptée par le plante de quinoa pour réaliser l'ajustement osmotique (**RJEIBI et al., 2015**). Parce que la surface foliaire conditionne la résistance à la sécheresse, vu qu'une surface foliaire élevée perdra plus d'eau qu'une faible surface foliaire (**BELKHARCHOUHE et al., 2009**).

Le stress hydrique influe négativement aussi le nombre des ramifications et le nombre des panicules. Ainsi plus le manque d'eau est important plus ces paramètres diminuent.

Pour le poids frais et sec des tiges des deux populations de quinoa (GIZA, Q102), il ressort que ces paramètres sont plus élevée (2.5 fois et 3 fois) chez la variété Q102. En effet, l'analyse statistique a montré des différences très hautement significatives entre les variétés et significative entre les traitements. Alors que pour le poids frais et sec des racines, c'est aussi les plantes Q102, qui ont montré des poids élevés que celles de GIZA. Les traitements T1 et T2 ont permis une élévation de ces deux paramètres. En effet, on observe des différences très hautement significatives entre les variétés et non significatives entre les traitements. La réduction de la poids enregistrée concorde avec les résultats obtenus par (**RJEIBI et al., 2015**). D'après (**GRACIELA et al., 1990**) un déficit hydrique se traduit par une réduction de la production pouvant modifier le nombre potentiel des composantes par son effet dépressif sur la vitesse de formation des organes ou sur la durée de différenciation.

Nos résultats montrent que le développement de la partie aérienne (la tige) est moindre par rapport à la partie racinaire. Au niveau de longueur des racines, une nette augmentation est enregistrée chez les plantes stressées par rapport aux plantes témoins, chez les deux populations (**GIZA** et **Q102**). Les racines de la population Q102 sont plus volumineuses et plus denses (Fig.17 B), elle présente des longueurs plus élevées que GIZA.

Selon (**RICHARD et PASSIOURA, 1981**) l'assimilation de l'eau par la plante sous conditions de stress, est directement liée au degré de développement du système racinaire. Toutefois, les caractéristiques du système racinaire varient en fonction des conditions édaphiques et climatiques. La relation entre le degré de développement du système racinaire et la tolérance de la sécheresse a été prouvée chez plusieurs espèces. (**MATSUURA et al. 1996**) rapportent que sous stress hydrique la longueur totale de la racine diminue chez le maïs et augmente chez d'autres plants. Ils estiment ainsi qu'il existe une relation positive entre la longueur de la racine et la tolérance à la sécheresse. Ils suggèrent aussi qu'un système racinaire long et extensif peut conférer un avantage en augmentant l'apport en eau de la partie aérienne. Enfin, d'après **VANNOZZI et PAOLINI ; (1982)**, les populations ayant un système racinaire bien développé résistent mieux à la sécheresse.

Le stress hydrique a provoqué une diminution de la teneur relative en eau des feuilles par rapport au témoin chez les deux populations, on observe des différences hautement significatives entre les variétés et très hautement significative entre les traitements. Le stress hydrique affecte le contenu hydrique des feuilles des deux variétés étudiées ; il semble que la variété Q102 est plus résistante au manque d'eau que GIZA qui se montre sensible. Néanmoins lorsque les plantes sont normalement arrosées, les taux enregistrés sont de proches (78.89 et 78.20%) chez GIZA et Q102. La teneur relative en eau est un indicateur très utilisé pour mettre en évidence l'état de la balance hydrique d'une plante (**HOUASLI et al., 2013**).

Les espèces végétales qui maintiennent des teneurs foliaires relatives en eau élevées sont considérées comme étant des espèces résistantes à la sécheresse (**BERKAB et AID, 2009**). On note aussi que même sous stress hydrique, les taux TRE sont considérés importants chez les deux populations ; ce qui indique que nos population de quinoa sont adaptés au manque d'eau. Selon (**LEVIT et al., 1980**) , la capacité de maintenir un potentiel hydrique élevé a été considérée comme un mécanisme qui permet à la plante d'esquiver la déshydratation.

Pour le (DHS), on remarque une augmentation chez les deux populations, néanmoins ce déficit est plus marqué chez la population GIZA. En effet, une différence hautement significative est constatée entre les deux variétés et significatives pour le facteur traitement. La variation de ce paramètre donne une idée du changement relative du volume cellulaire (**CRONIC, 2008**). Les plantes témoins que celles stressées, marquent un déficit de saturation hydrique des feuilles ; cependant le DSH est plus important chez les plantes stressées comparé

aux plantes témoins. Des résultats identiques sont rapportés par (NANA *et al.*, 2010) sur la culture de gombo sous stress hydrique et par (DJERROUDI, 2017) chez deux espèces d'atriplex : *halimus* et *canescens* sous stress salin.

Selon NANA *et al.*, (2010), le déficit de saturation hydrique enregistré chez les plantes témoins serait lié aux pertes d'eau par transpiration ; et son augmentation chez les plantes stressées serait l'effet combiné de la transpiration et de la restriction de la disponibilité en eau du sol imposé aux plantes.

Les teneurs en chlorophylle enregistrées sont variables chez les deux populations, les teneurs enregistrées en chlorophylle (**a**, **b** et **totale**) sont affectées par le stress hydrique. Ces teneurs augmentent chez Q102 et chez GIZA, néanmoins la chlorophylle **b** baisse chez GIZA. Chez la majorité des espèces le stress hydrique affecte négativement les pigments chlorophyllien (RONG- HUA *et al.*, 2006). Nos résultats corroborent ceux de (RJEIBI *et al.*, 2015) et ceux de (HIDOUB, 2018) d'une part, mais sont contraire de ceux de (AZIZ *et al.*, 2018) qui a rapporté que le déficit en eau réduit les teneurs en chlorophylles chez le quinoa.

Cette augmentation des pigments chlorophylliens, serait probablement la conséquence de la réduction de la taille des cellules foliaires sous l'effet du stress hydrique qui engendre une plus grande concentration (SIKHENE, 1984). D'autre part, cette hausse est probablement due à l'accumulation de la chlorophylle **a** ; et ceci afin d'éviter la perturbation au niveau des réactions photochimiques de la photosynthèse (BRALAM et LEMEURE, 1994). Selon (JACOBSE *et al.*, 2009), le quinoa est sensible à la fermeture des stomates sous des conditions de sécheresse, ce qui lui permet de maintenir un potentiel hydrique et photosynthétique au niveau foliaire.

La chlorophylle **totale** est un bon indicateur du seuil de tolérance au stress hydrique comme le rapporte (GUETTOUCHE, 1990), il rapporte que plus ce paramètre est élevé, plus les populations sont tolérantes au déficit en eau. Nous notons dans les résultats que la chlorophylle **totale** chez la population GIZA plus élevée par rapport la population Q102, c'est à partir de ces résultats que nous pourrions conclure la population GIZA s'adapterait mieux au stress hydrique que la population Q102.

Les sucres solubles ont aussi connu une augmentation de la concentration en fonction de l'intensité du stress appliqué chez les deux populations. Une différence hautement significative est notée entre les deux populations entre les traitements. Des résultats identiques ont été rapportés par (**AZIZ et al., 2018 et Li, 2005**).

Le stress hydrique tend donc à induire une augmentation caractéristique de la teneur en saccharose dans les feuilles (**AZZOUZ, 2009**). Les plantes stressées ont réagi par l'augmentation des quantités de sucres solubles au niveau de leurs cellules (**HIRECHE., 2006**), les processus de concentration des sucres dans les tissus foliaires des plants stressés sont considérés par plusieurs auteurs comme des bons osmorégulateurs (**KAMELI et LOSEL, 1993**) qui peuvent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique et l'adaptation des plants à la sécheresse (**AZZOUZ, 2009**). Différents sucres solubles peuvent être présents dans les tissus bien hydratés, mais le saccharose est préférentiellement accumulé dans les tissus en déshydratation (**DUBOS, 2001 ; SAIRAM et TYAGI, 2004**).

Conclusion

Conclusion

Le travail réalisé dans ce mémoire nous a permis d'avoir certaines données sur l'effet de stress hydrique sur deux variétés de *Chenopodium quinoa* Willd (GIZA et Q102), matérialisées par quelques paramètres : morphologiques (la croissance, hauteur des plants, longueur et largeur des feuilles, nombre de ramifications et de panicules, longueur des racines et le poids frais et sec) ; physiologiques (teneur relative en eau, déficit hydrique des saturations) et des paramètres biochimiques (teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** et la teneur en sucres solubles).

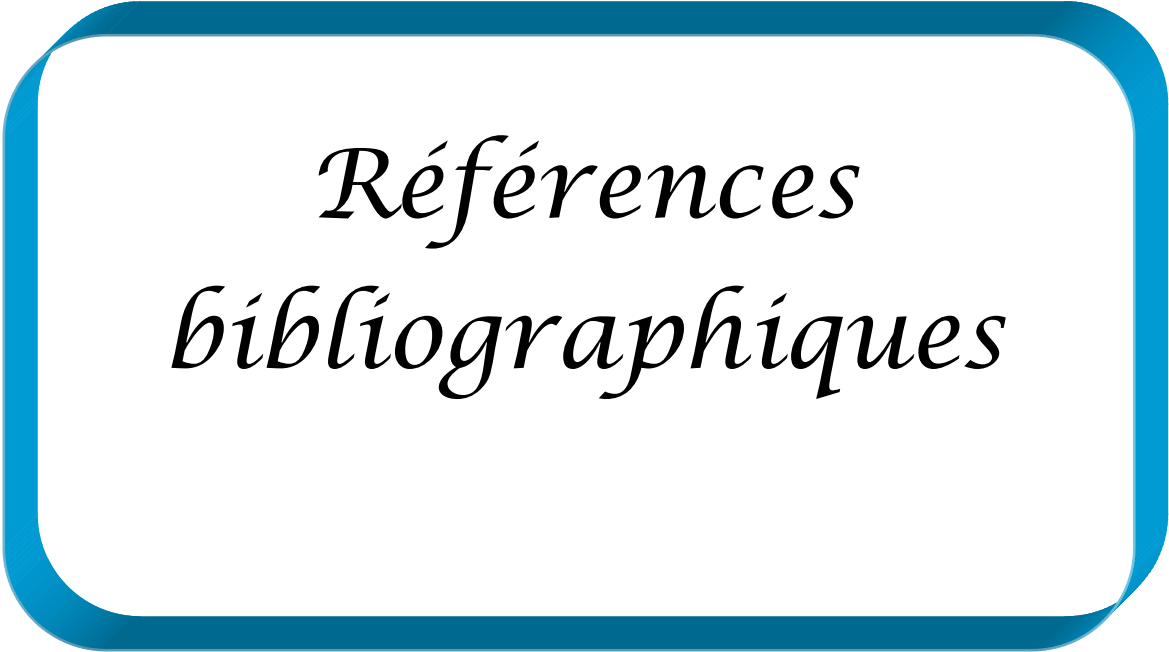
D'après les résultats obtenus, il est possible de retenir les points essentiels suivants :

- Le stress hydrique induit une perturbation et une variation sur la croissance, lorsque le degré des stress augment, les croissances est moindre.
- Le stress hydrique a provoqué une diminution de la hauteur des plantes, de la longueur et largeur des feuilles, du nombre de ramifications et de panicules par plante et du poids frais et sec chez les deux variétés étudiées. Cette diminution est variable selon le degré de stress hydrique appliqué.
- Pour la longueur des racines, nous enregistrons une augmentation chez les plantes stressées par rapport aux témoins, et le traitement T3 a favorisé la plus grande élévation des racines.
- Concernant les paramètres physiologiques, une diminution de la teneur relative en eau (TRE) a été enregistrée, par contre pour le déficit hydrique de saturation (D.S.H) une augmentation est enregistrée en période de stress.
- Quant à la réponse biochimique, le stress hydrique induit une variabilité dans le taux de chlorophylle a et b quand le stress est très important. Ceci est un mécanisme de réduction des besoins en eau, et provoque la variabilité du taux de chlorophylle totale. Et pour les sucres solubles, les deux variétés étudiées ont manifesté une accumulation importante. c'est considéré comme un critère d'adaptation aux stress par plusieurs auteurs.
- Enfin, le quinoa se montre comme une plante hautement tolérante au stress hydrique, les deux variétés (GIZA ; Q102) ont montré une adaptation très bien à ces conditions malgré les variabilités enregistrés.

En perspective, il serait judicieux :

De reprendre cet essai dans des conditions meilleurs, et débiter le travail plutôt, au mois d'octobre, sachant que c'est une espèce à jours court.

Pour un bon choix des variétés adaptées au stress hydrique, il est nécessaire d'étudier d'autres variétés.



*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

1. **ADOLF V., JACOBSEN S.E., SAHBALA S., 2013.** Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Environ. Exp. Bot.*, 43-54.
2. **ANIQA AZIZ, NUDRAT AISHA AKRAM, MUHAMMAD ASHRAF; 2018 ,** Influence of natural and synthetic vitamin C (ascorbic acid) on primary and secondary metabolites and associated metabolism in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) plants under deficit regimes. *Plant Physiology and Biochemistry* 123 Pp ;192–203.
3. **ARAUS, J.L., SLAFER, G.A., REYNOLDS, M.P. and ROYO, C. ; 2002.** Plant breeding and drought in C3 cereals : what should we breed for ? *Ann. Bot.* 89, (Spec. No.) : 925-940.
4. **ASLAM, M., KHAN, I. A., SALEEM, M. and ALI, Z. ; 2006.** Assessment of water stress tolerance in different maize accessions at germination and early growth stage. *Pak. J. Bot.*, 38(5) : 1571 -1579.
5. **ATTIA F., 2007.** Effet du stress hydrique sur le comportement écophysologique et la maturité phénologique de la vigne (*Vitis vinifera* L.) : Etude de cinq cépages autochtones de Midi-Pyrénées. Thèse INP, Toulouse (France), 194p.
6. **ATUL BHARGAVA, SUDHIR SHUKLA, DEEPAK OHRI, 2006 :** Industrial Crops and Products *Chenopodium quinoa*—An Indian perspective **P 74**
7. **AZZOUZ FATIHA, 2009.** Les réponses morpho-physiologiques et biochimiques chez l'haricot (*Phaseolus vulgaris* L.) soumis à un stress hydrique. Mémoire magister, Univ. Oran .p 22.61.
8. **BENES E., CERESPO F. et MADRIGAL K. 2001.** the quinoa cluster. Competitive diagnosis and strategic recommendations. Pp54.
9. **BERKAS., & AÏD, F. (2009).** Réponses physiologiques des plants d'*Argania spinosa* (L.) Skeels soumis à un déficit hydrique édaphique. *Sécheresse*, 20 (3) : 296-302.
10. **BOUCHABKE O., TARDIEU F. & SIMONNEAU T., 2006.** Leaf growth and turgor in growing cells of maize (*Zea mays* L.) respond to evaporative demand under moderate irrigation but not in water-saturated soil. *Plant Cell and Environment*, 29 (6): 1138-1148.
11. **CHAVES M.M., PEREIRA J.S., MARCO J., RODRIGUES M.L., RICARDO C.P.P., OSORIO M.L., CARVALHO I., FARIA T. & PINHEIRO C., 2002.** How plants cope with water stress in the field. Photosynthesis and growth. *Annals of Botany* 89: 907-916.

12. **CHAVES, M.M.; PEREIRA, J.S.; MAROCO, J.; RODRIQUES, M.L.; RICARDO, C.P.P.; OSORIO, M.L. CARVATHO, I.; Faria, T. and PINHEIR, C.; 2002.** How plants cope with water stress in the field
13. **DJERROUDI, O., 2017-** Caractérisation morpho- physiologique d'une halophyte, atriplex, aux conditions arides. Thèse de doctorat. Univ. Oran 1 Ahmed Ben Bella. Pp24.37.
14. **DUBOIS M., GILLESK.A., HAMILTON J.K., RESERS., SMITH F., 1956-** rimetric method for determination of sugars and related substances. Analytical chemistry, volume 28 (3), p 350 356.
15. **DUBOS C., 2001.** "Réponse moléculaire de jeunes plants de pin maritime soumis à un stress hydrique en milieu hydroponique". Thèse de doctorat. Univ. Henri Poincaré, Nancy-I. France.
16. **DUGO M.V.G., 2002.** Effet du déficit hydrique sur l'état de nutrition azotée chez les graminées fourragères. Thèse *Université de Poitiers (France)*, 189p
17. **FAO (Food and Agriculture Organisation), 2013 .**Quinoa année Internationale, <http://www.fao.org/quinoa-2013/faqs/fr/>.
18. **FARDEAU J.C. & FROSSARD E., 1991.** PROCESSUS de transformation du phosphore dans les sols de l'Afrique de l'Ouest semi-arides: Application au phosphore assimilable. In Tiessen H and Frossard E (eds) "Phosphorus cycles in terrestriai and aquatic ecosystems: regional workshop 4: *Africa*" S. C. o.P.E.IUNEP Nairobi Kenya, pp 18-22
19. **GABRIEL CRONIC, 2008.** Effet de la contrainte hydrique sur la photosynthèse foliaire: De l'utilisation expérimental des relation A/Ci et ACc. p.04.
20. **GRACIEL M., 1990.** Facteurs de stress agissant sur la production du blé en Argentin .Evaluation du mécanisme d'adaptation à la sécheresse .Thèse de Doctorat, école tpellier.Pp.80.
21. **GUETTOUCHE, R; 1990.** "Contribution à l'identification des caractères morphophysiologiques d'adaptation à la sécheresse chez le blé dur (*Triticum durum* Desf)" Thèse Agro approfondie, mise en valeur du Milieu.
22. **HIDOUB YOUSRA, 2018 ;** Effet de la salinité sur le comportement morpho-physiologique de deux variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) sous conditions contrôlées, Mémoire Master ; UKM OUARGLA.

23. **HIOUASLC., NASSERLHAQ N., ELBOUHMADI K., MAHBOUB S.,SRIPADA U., 2013.** Effet du stress hydrique sur les critères physiologiques et biochimiques chez neuf génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum L.*).Pp08-16.
24. **HIRECHE Y., 2006,** Réponse de la luzerne (*Medicago sativaL.*) au stress hydrique et à la profondeur de semis ; Mém Mag Agr, université Hadj Lakhdar Batna ; p26.
25. **HOPKIN W.G., 2003** – Physiologie végétale – traduction de la 2ed.américane par serge
26. **HOPKIN W.G., 2003-** Physiologie végétale. 2éme édition. De Boeck, Bruscelles:476 p
27. **JACOBSEN S.E, MUJICA A. and JENSEN C.R.2003.**the resistance of quinoa (*Chenopodium quinoa willd.*) to adverse abiotic factors. Food Reviews international 19.Pp99-109.
28. **JACOBSEN S.E., QUISPE H., CHRISTIANSEN J.L. and MUJICA A., 2000b.**What are the mecanismes responsible for salt tolerance in quinoa (*Chenopodium quinoa willd.*).European Cooperation in the Field of Scientific and Technical Research (E.commission, ed.), Bruxelles.Pp.511-516.
29. **JAEL CALLA, 2012.** Manejo agronómico del cultivo de la quinua.
30. **JALEEL, C.A.A; GOPI, R. and PANNEERSELVAM, R. ; 2008.** Growth and photosynthetic pigments responses of two varieties of *Catharanthus roseus* to triadimefon treatment. *Comp. Rend. Biol.*, 331: 272–277
31. **KASRAOUI M.F., BRAHAM M.,DENDEN M.,MEHRI H.,GARCIA M., LAMAZE T.et ATTI F.,2006.** Effet du deficit hydrique au niveau de la phase photochimique du PSII chez deux variétés d'olivier. *C. R. Biologie.* Vol.329.Pp.98-105.
32. **KRAMER J.P. & BOYER J.S., 1995.** *Water Relations of Plants and Soils Academic Press, Inc. A Division of Harcourt Brace & Company 525 B Street, Suite 1900, San Diego, California 92101-4495: 482p.*
33. **LEBON E., 2006.** Effet du déficit hydrique de la vigne sur le fonctionnement du couvert, l'élaboration du rendement et la qualité. *INERA Sup Agro, UMR, Laboratoire d'Ecophysiologie des Plantes sous Stress Environnementaux, 4p.*
34. **LEILA RADHOUANE, NESRINE AISSA et LEILA ROMDHANE., 2014.** Effets d'un stress hydrique applique a différents stades de développement des semences chez un écotype autochtone de sorgho grain ; *Journal of Applied Biosciences* 74:6149– 6156.

35. **LOVATO GIULIOi ,2012** : Quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) P3
36. **MADRPM**, (Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et des pêches Maritimes), (2005). fiche technique sur les cultures alternatives : Quinoa, amarante et épeautre, 1-2
37. **MAUGHANP.J., TURNER T.B., COLEMAN C.E., ELZINGA D.B ., JELLEN E.N., MORALESs J.A., UDALL J.A., FAIRBANKS D.J. and BONIFACIO A.,2009**.Characterization of salt Overly Sensitive(SOS1) gene homoeologs in quinoa (Chenopodium quinoa willd.). Genome. Vol.52. Pp. 647-657.
38. **MUJICA A., IZQUIERDO J., MARATHEE J.P. 2001**.Origen y descripción de la quinua. In : Mujica A., Jacobsen S. E., Izquierdo J., Marathee J. P. y FAO, editors. *Quinua (Chenopodium quinoa Willd.): ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro*. CIP, UNAP. FAO, CD Cultivos Andinos, version 1.0. Santiago, Chile.
39. **MUNNS R, TESTER M,2008** .Mechanisms of salinity tolerance.Annu Rev Plant Biol 59:651–81
40. **MUNNS R. 2006**. Genes and salt tolerance bringing then together. New Physiologist, 167, 654-663
41. **NANA. R, TAMINI. Z, SAWADOGO. M, SOME. P. P,2010**. Etude morphologique comparative de cinq variétés de gombo [*Abelmoschus esculentus* (L) moench] soumises a un stress hydrique ; *J. Sci.Vol. 10, N° 3 (2010) 28 – 38*.
42. **OUKARA Fatma Zohra1, CHAOUIA Cherifa1 et BENREBIHA Fatma Zohra1, 2017**. Contribution a l'étude de l'effet de stress hydrique sur le comportement morphologique et physiologique des plantes du pistachier de l'atlas *pistacia atlantica desf. Revue Agrobiologia 7* (1): 225-232.
43. **PASSIOURA J., 2006**. The drought environment: physical, biological and agricultural perspectives; Journal of Experimental Botany, first published; *Oxford Journals* 5p.
44. **PINDARD A., 2000**. La relation stress hydrique-- rendement du maïs en Bresse: quelle perspective de spatialisation? Utilisation d'un simulateur de culture (SnCS). Mémoire d'ingénieur. *Etablissement National d'Enseignement Supérieur Agronomique de Dijon (France)*, 61p.
45. **RJIEIB W, KAHLAOUI B, HACHICHA M., 2015**, effet de l'irrigation avec des eaux eaux salées sur une culture de quinoa (Chenopodium quinoa Willd) en Tunisie: Réponses du quinoa aux contraintes hydriques et salées, Editions universitaires européennes, P26.46.48.98.

46. **SHABALA S., HARIADI Y. and JACOBSEN S.E., 2013.** Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differential control of xylem Na⁺ loading and stomatal density .Journal of plant physiology .Vol.170 Pp.906-914.
47. **SON DIAKALIA, 2010.**effet du stress hydrique sur la croissance et la production du sésame (*Sesamum indicum* L.).Pp07-10.
48. **TAPIA M.E., GANDARILLAS H., ALANDIAIS.,** Cardozo A., Mujica A., Ortiz R., *et al.* La quinua y la kañiwa: cultivos andinos. Bogotá, Colombia, Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo (CIID), Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas (IICA), 1979.
49. **TESTER, M. and BACIC, A. ; 2005.** Abiotic stress tolerance in grasses. From model plants to crop plants.Plant Physiol., 137: 791-793.
50. **TEULAT B.B., MONNEUVEUX P., WERY J., BORRIES C., SOUYRISS I., CHARRIERI A. & This D.,1997.** Relationships between relative water content and growth parameters under water stress in barley: a QTL study. New Phytol137: 99-107.
51. **TORRECILLAS A., LEON A., Del AMOR F., MARTINEZ-MOMPAEN M.C., 1984.** Rapid determination of leaf Clorofila in discos limonero. Fruits, 39:617 - 622.
52. **VIDAL APAZA (INIA), GLADYS CACERES (INIA), RIGOBERTO ESTRADA (INIA), REMBER PINEDO (FAO) 2013.** catálogo de variedades comerciales de quinua en el Perú.
53. **WILSONH.D. 1990.** Quinoa and Relatives (Chenopodium sect. Chenopodium subsect. Cellulata). Economic botany. 44:92-110.

Annexes

Annexe 01

Tableau 01 : Composition des grains de quinoa et de blé (g/100g de matière sèche).

	Quinoa*	Blé**
Protéines	11,0 - 21.3	12,5
Lipides	5,3 - 8.4	2 - 3
Glucides	53,5 - 74.3	67 - 71
Fibres	2,1 - 4.9	2- 4
Cendres	3,0 - 3.6	1,5 - 2,5
Humidité	9,4 - 13.4	14,5

Sources : *Tapia et al. (2000) ** Feillet (2000)

Tableau02 : Comparaison des besoins humains en acides aminés et des teneurs en acides aminés essentiels des protéines du quinoa, du blé et du soja (mg d'acides aminés / g de protéine)

Acides aminés essentiels (mg/g de protéines)	Besoins d'un adulte *	Besoins d'un enfant *	Quinoa ***	Blé **	Soja **
Histidine	16	19	31	25	28
Isoleucine	13	28	53	35	50
Leucine	19	66	63	71	86
Lysine	16	58	64	31	70
Méthionine + Cystine	17	25	28	43	28
Phénylalanine + Tyrosine	19	63	72	80	88
Thréonine	9	34	44	31	42
Tryptophane	5	11	14	12	14
Valine	13	35	64	47	52
Total	127	339	504	375	458

Sources : * Adapté de FAO (1985) ** FAO (1970)*** Ayala (2001)



Figure 01 : Distribution géographique de la culture traditionnelle du quinoa en Amérique du Sud (la densité de gris reflète l'importance relative de la culture) (National Research Council, 1989).

Annexe02

Méthode de calcul de la capacité de rétention

Dans un gobelet (dont le poids vide est P0) perforé à sa base, on met 100 g (P1) de sable servant à notre expérimentation, puis on verse l'eau distillée dans ce gobelet jusqu'à saturation. Ce pot est ensuite couvert avec un papier aluminium pour éviter l'évaporation de l'eau et mis sur la pailasse pendant 48 heures. Après cette durée de temps, le pot est pesé (P2).

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

$$P0 = 2,9 \text{ g}$$

$$P1 = 100 \text{ g}$$

$$P2 = 119,8 \text{ g}$$

$$CR = (P2 - P1) - P0 = (119,8 - 100) - 2,9 = 16,9 \text{ g}$$

La capacité de rétention pour 100 g de sable est égale 16,9 ml.

Calcul de la capacité de rétention CR pour le substrat/ pot (2V sable + 1/2V terreau = 5800 g)

$$16,9 \text{ ml} \quad \longrightarrow \quad 100 \text{ g}$$

$$CR \text{ ml} \quad \longrightarrow \quad 5800 \text{ g}$$

$$CR = (5800 \times 16,9) / 100$$

$$= 980,2 \text{ ml} \approx 980 \text{ ml}$$

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

Pour 30%

$$980 \text{ ml} \quad \longrightarrow \quad 100 \%$$

$$CR_{30\%} \text{ ml} \quad \longrightarrow \quad 30 \%$$

$$CR_{30\%} = (980 \times 30) / 100 = 294 \text{ ml}$$

Pour 60%

$$980 \text{ ml} \quad \longrightarrow \quad 100\%$$

$$CR_{60\%} \text{ ml} \quad \longrightarrow \quad 60\%$$

$$CR_{60\%} = (980 \times 60) / 100 = 588 \text{ ml}$$

La capacité de rétention à 30 % et 60 % 294 ml est égale et 588 ml respectivement Pour 5800g de substrat.

Annexe03



Fig.03 : plantule stade levée âgée 09 jours GIZA (A) Q102 (B).



Fig.04 : plantule stade quatre feuilles âgée 26 jours GIZA (A) ; Q102 (B).

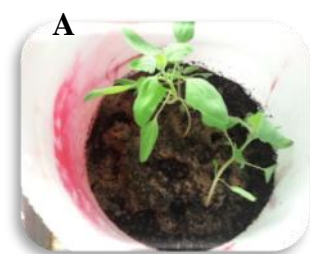


Fig.05 : plantule stade six feuilles âgée 38 jours GIZA (A) et âgée 33 jour Q102 (B).

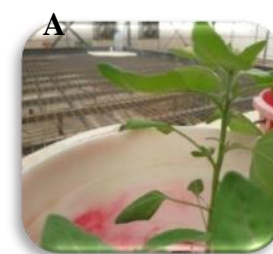


Fig.06 : plantule stade de ramification âgée 47 jours GIZA(A) et âgée 42Q102 (B).



Fig.07 : plantule stade de panicule âgée 68 jours GIZA(A) et âgée 88jours Q102(B).

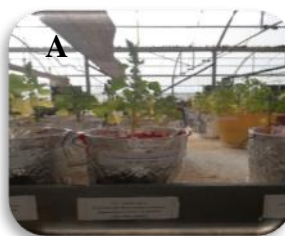


Fig.08: plantule stade floraison âgée 108 jours Q102(B) et agée95 jours GIZA (A).



Fig.09: plantule stade grain laiteux âgée 15 jours GIZA (A) et âgée 130 Q102 (B).

Tableau 03 : Evolution de la vitesse de croissance dans le temps.

population	traitement	plante	observation	Vitesse de croissance (cm/semaine)							
				S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
GIZA	T0	P1	GIZA-T0	24.22	26.08	31.09	33.91	36.26	37.92	36.28	38.02
	T1	P1	GIZA-T1	27.09	29.28	31.27	34.10	36.50	38.08	38.54	38.77
	T2	P1	GIZA-T2	20.47	22.53	24.06	25.56	27.11	27.77	27.92	27.42
	T3	P1	GIZA-T3	25.70	26.42	27.40	29.54	31.61	31.19	30.20	28.07
Q102	T0	P1	Q102-T0	25.46	28.68	31.93	35.90	36.84	40.02	42.17	45.14
	T1	P1	Q102-T1	24.03	26.24	27.33	29.19	30.70	30.77	31.29	31.30
	T2	P1	Q102-T2	25.34	26.74	27.73	30.24	32.29	31.62	29.93	29.34
	T3	P1	Q102-T3	24.09	24.93	26.12	26.99	28.93	28.58	27.73	26.89

Tableau 04 : Analyse de la variance (hauteur des plants et racines, longueur et largeur des feuilles)(ANOVA $P \leq 0.05$).

	Haut fin tige	Haut racine	L des feuilles	l des feuilles
R²	0.6184	0.5114	0.8414	0.8262
F	3.7039	2.3921	12.1250	10.8655
Pr > F	0.0143	0.0704	< 0.0001	< 0.0001
Variété	0.0016	12.4339	29.2097	22.4073
	0.9681	0.0028	< 0.0001	0.0002
Traitement	7.1115	1.0338	15.4681	13.5417
	0.0030	0.4041	< 0.0001	0.0001
Variété*Traitement	1.5303	0.4031	3.0869	4.3420
	0.2451	0.7528	0.0570	0.0203

Tableau 05: Analyse de la variance (biomasse fraiche et sèche des tiges et racines)(ANOVA P<=0.05).

	BMF tige	BMS tige	BMF racine	BMS racine
R²	0.8960	0.7766	0.8266	0.8651
F	19.6834	7.9474	10.8989	14.6578
Pr > F	< 0.0001	0.0003	< 0.0001	< 0.0001
Variété	78.9317	43.9907	68.4809	86.7409
	< 0.0001	< 0.0001	< 0.0001	< 0.0001
Traitement	15.9757	3.1294	1.1183	2.3548
	< 0.0001	0.0550	0.3710	0.1105
Variété*Traitement	3.6416	0.7510	1.4855	2.9331
	0.0356	0.5376	0.2563	0.0653

Tableau 06 : Analyse de la variance (TRE, DHS, Chlo a, b et tot, sucres) (ANOVA P<=0.05).

	TRE	DSH	chlo a	chlo b	chlo tot	sucres
R²	0.8204	0.5758	0.7174	0.4308	0.6675	0.7127
F	10.4417	3.1027	5.8027	1.7299	4.5878	5.6696
Pr > F	< 0.0001	0.0288	0.0018	0.1721	0.0056	0.0020
Variété	13.3546	9.3698	36.9426	11.0300	29.9789	12.5761
	0.0021	0.0075	< 0.0001	0.0043	< 0.0001	0.0027
Traitement	17.9299	3.8206	0.5182	0.0342	0.2583	7.3703
	< 0.0001	0.0307	0.6757	0.9912	0.8543	0.0025
Variété*Traitement	1.9825	0.2958	0.7072	0.3255	0.4536	1.6668
t	0.1573	0.8279	0.5616	0.8069	0.7184	0.2140



Fig.08 : déterminé la teneur relative en eau.

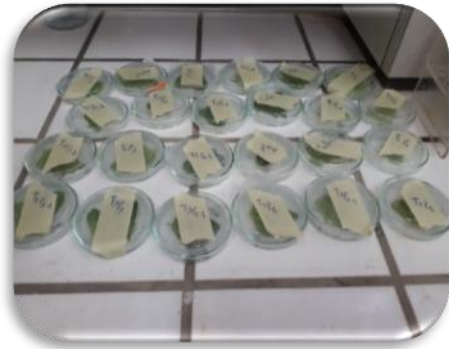


Fig.09 : déterminé déficit hydrique de saturation



Fig.10: dosage des sucres solubles

Résumé

Dans ce travail, mené en pots, nous avons testé l'effet de quatre fréquences de traitements hydrique : T0, T1, T2 et T3 chez deux variétés de *Chenopodium quinoa* Willd. (GIZA et Q102). en étudiant certains paramètres morphologiques (la croissance, hauteur final de tiges et des racines, longueur et largeur des feuilles, biomasse fraîche et sèche de tige et racine, nombre de ramification et de panicules) et physiologiques (teneur relative en eau, déficit de saturation hydrique) et biochimiques (teneur en chlorophylle et en sucres totaux).

Les résultats montrent qu'il ya une variabilité entre les plantes stressées (traitées) et les plantes non stressées (témoins) chez les deux variétés. Pour les paramètres morphologiques nous enregistrons une diminution de la croissance, de la hauteur des plantes, la longueur et largeur des feuilles plus marqué chez la population GIZA, une réduction du nombre de ramifications et de panicules plus apparente chez Q102. A propos des paramètres physiologiques, les résultats de la teneur relative en eau mis en évidence la tolérance du quinoa au déficit hydrique malgré la diminution notée, le déficit hydrique de saturation notée une augmentation plus marqué chez la population GIZA. Tandis que pour les paramètres biochimiques, on a obtenu une variabilité de la synthèse de chlorophylle et une augmentation des sucres solubles chez les plantes stressées. Les deux populations (GIZA et Q102) ont indiqué une bonne résistance au stress hydrique.

Mots clés : quinoa, stress hydrique, teneur relative en eau, chlorophylle, sucres solubles.

Abstract

In this work, conducted in pots, we tested the effect of four water treatment fréquences : T0, T1, T2 and T3 in two varieties of *Chenopodium quinoa* Willd. (GIZA and Q102), by standing certain morphological parameters (growth, final height of stems and roots, leaf length and width, fresh and dry stem and root biomass, number of branches and panicles) and physiological parameters (relative water content, water saturation) and biochemical (content of chlorophyll and total sugars).

The results show that there is variability between stressed (treatd) and unstressed (control) plants in both varieties. For morphological parameters we record a decrease in growth, plant height, leaf length and width more marked in the GIZA population, a reduction in the number of branches and panicles more apparent in Q102. About the physiological parameters, the results of the relative water content highlighted the quinoa tolerance to water deficit despite the noted decrease, the saturation water deficit noted a more marked increase in the GIZA population, while for biochemical parameters , chlorophyll synthesis variability and soluble sugars increase in stressed plants. Both populations (GIZA and Q102) indicated good resistance to water stress.

Key words: quinoa, water stress, relative water content, chlorophyll, soluble sugars.

المخلص

تم إجراء هذا العمل في أواني لزراع، حيث قمنا باختبار تأثير أربع معالجات بدرجة السقي T0, T1, T2, T3 في صنفين من الكينوا (*Chenopodium quinoa* Willd) (GIZA, Q102) من خلال دراسة بعض الخصائص المرفولوجية النمو الطول النهائي لساق والجذر وطول الورقة وعرضها والكتلة الحيوية وعدد التفرعات والدواليب) و الخصائص الفيزيولوجية (المحتوى النسبي للماء و تشبع الماء) وأيضا خصائص بيوكيميائية المتمثلة في محتوى الكلورفيل و السكريات الذاتية .

أظهرت النتائج أن هناك تبايناً بين النباتات (المعالجة) والنباتات الغير مجهدة (الشاهدة) في كلا النوعين. بالنسبة للخصائص المرفولوجية ، سجل انخفاض في النمو وطول النبات وطول الورقة وعرضها وتكون واضحة بنسبة كبيرة في نوع GIZA و أيضا انخفاض في عدد التفرعات والدواليب وبنسبة كبيرة في نوع ، Q102 أما بالنسبة للخصائص الفيزيولوجية أظهرت النتائج أن المحتوى النسبي للماء أكثر تسامحا مع نوع Q102 على الرغم من وجود انخفاضا ملحوظا ، كما لاحظنا في عجز التشبع بالماء هناك زيادة نسبية وأكثر وضوحا عند نوع GIZA بينما بالنسبة للخصائص والبيوكيميائية هناك تغيرات في كمية الكلورفيل الكلي في الحين نجد معدل السكريات الذاتية كبير جدا عند النباتات المجهد مقارنة مع النباتات الغير مجهد. ومنه نستنتج أن كلا الصنفين (GIZA و Q102) أظهرت مقاومة جيدة للإجهاد المائي.

الكلمات المفتاحية: الكينوا، الإجهاد المائي، المحتوى النسبي للماء، الكلورفيل و السكريات الذاتية .