
Sommaire

INTRODUCTION

CHAPITRE I- CONSIDERATIONS BIBLIOGRAPHIQUES

1. LES STRESS ENVIRONNEMENTAUX

1.1- La salinité.....	12
- Classification des sols salés	
- Origine des sels dans le sol	
- Effet de la salinité sur les plantes	
1.2- Le stress hydrique.....	19
- L'eau et la plante	
- Effet du stress hydrique sur la plante	
1.3- Le stress thermique	21
- Effet du stress thermique sur la plante	

2. REPONSES PHYSIOLOGIQUES DES PLANTES AUX STRESS ABIOTIQUES

2.1- Face au stress de la sécheresse.....	22
2.2- Face à la salinité.....	24

3. REPONSE BIOCHIMIQUES DES PLANTES AUX STRESS ABIOTIQUES

3.1- La proline	26
3.2- Les sucres	28
3.3- Les protéines.....	28

4. PRESENTATION DE L'ESPECE *Abelmoschus esculentus* L.

4.1- Systématique de l'espèce.....	31
4.2- Origine et répartition géographique	31
4.3- Description de l'espèce étudiée	
4.4- Croissance et développement.....	34
4.5- Multiplication et plantation.....	35
4.6- Maladies et ravageurs	
4.7- Production	
4.8- Propriétés	35
4.9- Usages	

CHAPITRE II - MATERIELS ET METHODES

1. Matériels végétal.....	38
2. Etude des paramètres de germination	
2.1. Préparation des semences.....	38
2.2. Application des traitements salins	
2.3. Paramètres de germination	38
Précocité de germination	
Durée de germination	
Taux final de germination	

3. Etude des paramètres physiologiques et biochimiques au stade végétatif	
3.1. Préparation des pots et du sol	
3.2. Dispositif expérimental	
4. Analyse et mesures au stade végétatif.....	40
4.1. Mesure de la partie aérienne et souterraine	
4.2. Mesure du poids sec de la partie aérienne et souterraine	
4.3. La teneur relative en eau (RWC)	
4.4. Le taux de déperdition de l'eau (RWL).....	41
4.5. La teneur en chlorophylle et caroténoïdes	
4.6. La teneur en acides aminés, sucres et mucilages	
Extraction des acides aminés.....	42
Extraction des sucres	
Extraction des polysaccharides dans les mucilages.....	43
4.7. La teneur en des protéines	43
4.8. La teneur en sels minéraux (Na ⁺ , Ca ⁺⁺ et K ⁺).....	43
5. Analyse statistique.....	44

CHAPITRE III- RESULTATS ET DISCUSSION

1- REPONSES PHYSIOLOGIQUES *D'Abelmoschus esculentus* A LA SALINITE

1.1- Précocité de germination.....	45
1.2- Cinétique de germination	
1.3- Taux finaux de germination.....	47
1.4- Teneur relative en eau (RWC)	
1.5- Taux de déperdition de l'eau (RWL).....	49
1.6- Teneur en chlorophylle et en caroténoïdes	
1.7- Croissance des plantes	50

2- REPONSES BIOCHIMIQUES *D'Abelmoschus esculentus* A LA SALINITE

2.1- Teneurs en acides aminés.....	52
2.2- Teneurs en sucres solubles	
2.3- Teneurs des polysaccharides dans les mucilages.....	55
2.4- Teneurs des protéines	
2.5- Teneurs en sels minéraux (Na ⁺ , Ca ⁺⁺ et K ⁺)	57

DISCUSSION DES RESULTATS ET CONCLUSION GENERALE.....61

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES

INTRODUCTION

La région méditerranéenne est considérée actuellement comme un «Hot Spot», un point sensible du réchauffement climatique, qui atteindra des températures supérieures à la moyenne mondiale au XXI^e siècle (ADOLF et SOMOT, 2015).

Au rythme de ce dérèglement climatique, le Groupe d'experts intergouvernemental sur l'évolution du climat (GIEC) a réalisé un rapport de synthèse de l'année 2014, qui souligne que dans plusieurs régions du monde, le changement climatique a davantage d'impacts négatifs que positifs sur le rendement des cultures.

Ces changements climatiques, peuvent prendre des proportions d'une désertification dans certaines régions telles que l'Afrique, où la dégradation des terres cultivables a atteint un degré critique (DENHARTIGH, 2014). En effet, chaque année dans le monde, près de 10 millions d'hectares de terres agricoles sont perdus à cause de la salinisation (MONIRIFAR *et al.*, 2009), dont 3,2 millions d'hectares de terres arables sont menacés en Algérie (BENMAHIOUL *et al.*, 2009). Cette salinisation des sols est due à une évolution écologique irréversible caractérisée par un passage du régime semi-aride à aride couvrant de grandes surfaces (MEDERBAL, 2000; BELKHODJA, 2004). Ces changements exposent souvent les plantes à des facteurs extrêmes de potentiel hydrique, de température et de salinité (HOPKINS, 1999 ; BOUAOUINA *et al.*, 2000), ce qui affecte sérieusement les rendements agricoles (ABDEL LATEF, 2010).

L'agriculture étant un secteur particulièrement structurant, que ce soit en termes d'alimentation, d'aménagement du territoire ou encore de relation à notre environnement, il est primordial de mettre en place des stratégies d'adaptation des espèces végétales pour améliorer la qualité et le rendement de la production (DENHARTIGH, 2014).

Parmi les approches à entreprendre pour répondre à cet objectif, il y a lieu de s'orienter vers l'introduction dans le listing des productions agricoles d'espèces peu connues dans l'alimentation humaine. Parmi ces espèces, le gombo, légume cultivé et peu apprécié par la population algérienne, focalise notre attention. A cet effet, dans le but de valoriser cette espèce, il s'impose de mieux la connaître pour identifier les facteurs contraignants de sa culture. En outre, cette espèce présente de nombreux intérêts, agricole

et écologique (SAWADOGO *et al.*, 2009), nutritionnel (NZIKOU *et al.*, 2006) et dans le domaine médical (OYEN et LEMMENS, 2002).

Néanmoins, très peu d'études se sont intéressées à son comportement vis-à-vis des stress abiotiques notamment la salinité (ACHOUR, 2016 ; SAWADOGO *et al.*, 2006).

Les enjeux, des études effectuées sur l'effet de la salinité, sont nombreux et une compréhension détaillée des mécanismes du stress osmotique, pourrait ouvrir la voie à une meilleure maîtrise des pratiques agronomiques en milieu salin (HASEGAWA *et al.*, 2000). Ces recherches permettent d'identifier et caractériser les sources de résistance, connaître les mécanismes des réactions de défense, comprendre les mécanismes de contournement des résistances et évaluer la durabilité des résistances, afin de proposer des stratégies d'amélioration et d'utilisation des résistances par les plantes (Zhu, 2001; MARQUE *et al.*, 2002; YOKOI *et al.*, 2002).

Dans un premier temps, nous nous intéressons au premier stade de la vie de la plante soit la germination des graines soumises à une contrainte saline. La sensibilité du gombo durant ce stade est peu évoquée. Elle est généralement attribuée à une imperméabilité des téguments qui s'oppose, à la pénétration de l'eau, aux échanges gazeux (DEMIR, 2001). En plus de ce facteur biotique, s'ajoutent les facteurs abiotiques comme la température et la salinité (DKHIL et DENDEN, 2010).

La germination devient un facteur déterminant pour la réussite de la croissance des plantes dans les milieux dégradés (BENIDIRE *et al.*, 2015). Étant un phénomène biologique très complexe, la germination nécessite une bonne compréhension des facteurs de la précocité de la germination des graines qui permettraient une classification des génotypes (RODRIGUES *et al.*, 2008) , de la durée de la germination qui est aussi souvent citée comme critère possible de vigueur et de l'écart entre les premières et les dernières graines germées qui influent sur la réussite de la plante (DAROUI *et al.*, 2013).

Dans un deuxième temps, nous poursuivons notre expérimentation sur des plantes adultes en examinant les caractéristiques physiologiques, minérales et biochimiques.

Ainsi, les plantes présentes sur des surfaces sèches ou salées sont exposées à un stress hydrique ou salin important, contre lequel elles devront lutter pour survivre et développer des stratégies d'adaptation diverses pour assurer leur approvisionnement en eau

(REBETZKE *et al.*, 2007) par différentes réponses adaptatives (BENNACEUR *et al.*, 2001 ; PARENT *et al.*, 2008).

Ces mécanismes d'adaptation protègent les plantes contre les stress en contribuant à l'ajustement osmotique (DENDEN *et al.*, 2005), la stabilisation des enzymes (OTTOW *et al.*, 2005) et la protection de la membrane (VERSLUES *et al.*, 2006).

Afin de mieux comprendre les stratégies mises par les plantes lors d'un stress salin, notre deuxième partie de travail est basée sur l'étude de l'influence de la salinité sur la réponse morphologique, physiologique, minérale et biochimique de jeunes plantes d'*Abelmoschus esculentus* L.

CHAPITRE I- CONSIDERATIONS BIBLIOGRAPHIQUES

1- LES STRESS ENVIRONNEMENTAUX

La croissance des végétaux et les rendements des récoltes sont bornés par un certain nombre de contraintes permanentes ou temporaires. Cette limite est due en grande partie à un facteur de stress (MAZLIAK, 1995). Le stress est l'ensemble de conditions qui provoquent des changements de processus physiologiques résultant éventuellement en dégâts, dommages, blessures, inhibition de croissance ou de développement (ORCUTT et NILSEN, 2000). Les différents stress environnementaux que confrontent les plantes sont (HOPKINS, 2003) :

- le stress hydrique,
- le stress de la salinité,
- le stress thermique : liés aux températures extrêmes (froid, gel, chaleur),
- le stress lié à la pollution (de l'eau, sol et de l'air),
- le stress lié aux radiations : lumière visible et ultraviolette.

L'association de ces trois notions : stress- homéostasie- adaptation constitue l'approche biologique du stress et permet notamment d'expliquer l'influence du stress qui est de permettre, lorsqu'il est appliqué dans certaines limites, l'adaptation à l'environnement, et donc au maintien de la vie.

Les végétaux dans les zones arides et semi-arides sont soumis en particulier à des stress abiotiques caractérisés par la fréquence des sécheresses et la salinisation des sols.

1.1- La salinité

La salinité constitue l'un des facteurs abiotiques les plus répandus au niveau de la planète et qui limite fortement les rendements agricoles (KHALES et BAAZIZ, 2006), cette situation est aggravée par une évaporation estivale intense en particulier dans les régions arides et semi-arides, en provoquant la remontée des sels en surface (LAPEYROUNY *et al.*, 1982) et la mortalité des plantes à cause d'une diminution du potentiel osmotique dans le sol (GUERRIER, 1983).

Cette salinisation des sols est non seulement liée aux conditions climatiques, mais également au recours souvent mal contrôlé de l'irrigation (BENNACEUR *et al.*, 2001). Le terme de stress salin s'applique surtout quand la quantité des sels solubles contenus dans l'eau d'irrigation ou dans la solution du sol (SLAMA, 2004), a des concentrations anormalement élevées en chlorure, sulfate, carbonate ou bicarbonate de sodium, calcium ou magnésium (LOZE et MATHIEU, 1990).

- Classification des sols salés

Selon le degré de salure, on a des sols salsodisols ou salsodiques, appelés auparavant sols halomorphes. Ils sont constitués par deux unités distinctes (tableau 1, annexe 1).

- Origine des sels dans le sol

➤ **Origine édaphique** : Cette salinité est liée purement au sol et qui constitue une salinisation primaire, où les sels solubles se forment essentiellement d'un processus d'altération des roches mères (LE GOUPIL, 1974). Ce type de sol est très fréquent dans les zones arides dû à une évapotranspiration potentielle du sol qui dépasse largement la quantité d'eau arrivée au sol (ANTIPOLIS, 2003).

➤ **Origine anthropique** : Selon les définitions, le rôle de l'homme dans le processus de dégradation des terres est plus au moins mis en avant par rapport à des causes naturelles, telle que les variations climatiques (JOUVE *et al.*, 2002), car les sols peuvent être affectés par une salinisation secondaire dû principalement à l'irrigation des terres avec une eau de mauvaise qualité (eau saline), un lessivage insuffisant et un drainage défaillant (LE GOUPIL, 1974).

- Effet de la salinité sur le sol

L'influence des sels solubles et du sodium échangeable sur les propriétés physiques des sols a fait l'objet de nombreuses recherches (TESSIER, 1984).

En effet les forts taux de sodium échangeable peuvent influencer considérablement les nombreuses propriétés des sols comme la dispersion des particules argileuses (GRACHEV *et al.*, 1997), la dispersion de la matière organique (AMRHEIN *et al.*, 1992) et la conductivité hydraulique (ZAHOW et AMRHEIN, 1992).

Les conséquences traduites par l'ensemble de ces paramètres se manifestent dans le sol par une dégradation de la couche de surface aboutissant à la formation d'une croûte de battance pouvant atteindre plusieurs centimètres. Cette croûte a une influence négative sur les échanges sol – atmosphère (ABU AWWAD et AKASHEH, 1997).

➤ **Amélioration des sols salins**

Afin d'améliorer les rendements agricoles, il faut premièrement améliorer l'état du sol. Plusieurs démarches faciles à réaliser sont recommandées :

- faciliter le lessivage des sols par la mise en place des canaux de drainage (MEZNI *et al.*, 2000) afin de permettre au sel apportés par l'eau d'irrigation de se répartir avec l'eau de drainage (MIDDLETON *et al.*, 1997),
- utiliser une eau de bonne qualité pour l'irrigation, par exemple le recours à un dessalement de l'eau d'irrigation,
- une meilleure connaissance de la physiologie et de la génétique des plantes (SHAY, 1990), en utilisant par exemple des plantes à pouvoir extractrice de sel du sol.

- Effet de la salinité sur les plantes

L'eau est une source indispensable pour les végétaux. Sa présence est une condition incontournable pour que toute la plante puisse se développer et assurer ses fonctions physiologiques vitales. (CALU, 2006). Cependant, cette ressource n'est pas toujours facile d'accès dans le sol, suivant le milieu naturel. Ainsi les plantes présentes sur des surfaces sèches ou salées vont se retrouver exposées à un stress hydrique important, contre lequel elles devront lutter pour survivre.

Dans le cas d'un stress salin, une double problématique se pose à l'organisme végétal: d'un côté la présence de sel, abaissant ainsi le potentiel hydrique du sol et menace l'approvisionnement en eau de la plante, de l'autre, l'absorption du sel dans les tissus menace le bon fonctionnement physiologique des cellules. Suivant la production de biomasse des végétaux en présence de sel, quatre grandes tendances ont été discernées:

☞ **Les halophytes vraies** dont la production de biomasse est stimulée par la présence de sels. Ces plantes présentent des adaptations poussées et sont naturellement favorisées par ces conditions: *Salicornia europaea*, *Sueda maritima*...

☞ **Les halophytes facultatives** montrant une légère augmentation de la biomasse à des teneurs faibles en sels: *Plantago maritima*, *Aster tripolium*... (CALU, 2006).

☞ **Les non-halophytes résistantes** supportant de faibles concentrations de sel: *Hordeum sp.*... (CALU, 2006).

☞ **Les glycophytes sensibles à la présence de sel:** *Phaseolus vulgaris*, *glycine max...* La réduction dans le taux de la chlorophylle observé avec l'intensité du stress salin pourrait être attribuée aux conditions dans lesquelles se trouvent les stomates cardurant le stress salin, la concentration du CO₂ diminue dans le chloroplaste à cause de la réduction dans la conductance stomatique. (GAMA *et al.*, 2007).

Plusieurs études ont montré que le sel a un effet dépressif sur le taux de germination, sur la croissance biologique et sur la production des grains (M'BAREK *et al.*, 2001).

- **Effet de la salinité sur la germination des graines**

La présence excessive des sels solubles peut causer une forte pression osmotique chez les plantes et l'inhibition de la germination des graines ainsi que le développement de la plante entière en réduisant sa capacité à retenir l'eau entraînant des conséquences sur le niveau de croissance et sur l'activité métabolique (MUNNS, 2002 ; BELKHODJA et BIDAI, 2001). En effet la salinité peut provoquer une réduction des échanges gazeux, provoquée principalement par la dégradation de la structure des sols et plus particulièrement la formation des croûtes de surface (BRESSION, 1994).

Cette croûte formée, de nature imperméable cause l'infiltration de l'eau en favorisant l'évaporation et en limitant les chances de germination des plantes, qui a des conséquences néfastes sur les plans agronomiques due à une mauvaise levée des semences (LE BISSONNAIS *et al.*, 1989).

Cependant, cet effet varie en fonction de l'intensité du stress et de la variété des plantes et cela; soit en diminuant la quantité d'eau et la vitesse de son absorption par la graine, soit par l'accroissement de la pression osmotique de l'eau d'imbibition qui est trop élevée pour permettre la germination (KATEMBE *et al.*, 1998), ou en augmentant la pénétration d'ions qui peuvent s'accumuler dans la graine à des doses qui deviennent toxiques (DEBEZ *et al.*, 2001).

- **Effet de la salinité sur la physiologie des plantes**

- **au niveau des racines**

Les racines sont les premiers organes confrontés à l'augmentation du sel, il a été observé que des concentrations importantes de polypeptides appelés osmotine, s'accumulent dans les plantes au niveau des vacuoles de cellules de tabac soumises à des doses élevées de sel (SINGH *et al.*, 1987).

➤ au niveau des feuilles

L'excès de sel devient toxique à un certain degré et accélère la sénescence naturelle des feuilles, en réduisant la capacité photosynthétique causé par la fermeture des stomates qui limite l'entrée du CO₂ (ZHU, 2001; MUNNS, 2002).

La salinité cause une augmentation de l'épaisseur de l'épiderme, l'épaisseur du mésophile, la longueur des cellules palissadiques le diamètre des cellules palissadiques dans les feuilles d'haricot, du coton et de *Atriplex* (LONGSTRETH et NOBEL, 1979). D'autres travaux, montrent que l'épaisseur du mésophile et de l'épiderme ainsi que l'espace intercellulaire, diminuent significativement dans les feuilles traitées avec le NaCl chez la mangrove *B. parviflora* (PARIDA et DAS, 2005).

Le stress salin cause le développement de la vacuolisation et un gonflement partiel du réticulum endoplasmique, le gonflement de la mitochondrie, la vésiculation et la fragmentation du tonoplaste et la dégradation du cytoplasme par le mélange de la matrice cytoplasmique et vacuolaire des feuilles de la patate douce (*Ipomoea batatas*) (MITSUYA *et al.*, 2000).

➤ Effet de la salinité sur la photosynthèse

Le développement des plantes est le résultat de l'intégration et la régulation des processus physiologiques dont le plus dominant est la photosynthèse.

La croissance du végétal, autant que la production de biomasse est une mesure nette de la photosynthèse. En effet la photosynthèse est fortement affectée par les stress environnementaux tel que le stress salin, qui cause des effets à long et à court terme sur la photosynthèse. Les effets à court terme se manifestent après quelques heures jusqu'à un à deux jours de l'exposition au stress, et la réponse est importante ; il y a complètement arrêt de l'assimilation du carbone.

L'effet à long terme s'exprime après plusieurs jours d'exposition au sel par la diminution de l'assimilation du carbone, qui est due probablement à l'accumulation du sel dans les feuilles en développement (MUNN et TERMATT, 1986), d'autres travaux ont également rapporté qu'il y a une suppression de la photosynthèse sous les conditions d'un stress salin (KAO *et al.*, 2001) et qu'elle ne diminue pas mais plutôt stimulée par de petites concentrations de sel. La diminution de la vitesse photosynthétique est due à plusieurs facteurs :

- La déshydratation des membranes cellulaires ce qui réduit leur perméabilité au CO₂.
- La toxicité du sel.

-
- La réduction de l'approvisionnement en CO₂ à cause de la fermeture hydro active des stomates.
 - La sénescence accrue induite par la salinité.
 - Le changement dans l'activité des enzymes causé par le changement dans la structure cytoplasmique. (IYENGAR et REDDY, 1996).

➤ **Effet de la salinité sur les pigments photosynthétiques**

Le taux de la chlorophylle et des caroténoïdes des feuilles diminue en général sous les conditions de stress salin. Les feuilles les plus âgées commencent à développer une chlorose et finissent par tomber pendant une période prolongée de stress salin (AGASTIAN *et al.*, 2000). Par contre, WANG et NIL (2000) ont rapporté que le contenu de la chlorophylle augmente sous les conditions de salinité chez *Amaranthus*. Chez *Grevilea*, la chlorophylle et les caroténoïdes diminuent significativement sous le stress salin, mais la vitesse du déclin de la chlorophylle est plus importante que celle de la chlorophylle *a* et les caroténoïdes.

Les pigments anthocyanines augmentent significativement dans ce cas de stress salin (KENNEDY et DEFILLIPPIS, 1999). La salinité affecte l'ultrastructure des chloroplastes (ACKERSON, 1981; SALAMA, 1994). Chez le petit pois, le stress salin provoque la perte de l'enveloppe chloroplastique, l'apparition de gouttelettes lipidiques et la dégradation des membranes thylakoïdiennes (OLMOS, 1996). Aussi la perméabilité membranaire augmente sous l'effet de sel (LUTTS *et al.*, 2004).

- **au niveau cellulaire**

➤ **Effet de la salinité sur le taux des ions**

Dans un milieu salé, le Cl⁻ inhibe l'absorption et le transport à longue distance des anions indispensables à la croissance et il en résulte un déficit anionique (ZID et GRIGNON, 1991).

Ce type de stress est lié à la composition en éléments minéraux du sol et les racines en certains ions (MONNEVEUX, 1992), c'est une toxicité ionique qui survient lorsque l'accumulation des sels dans les tissus perturbe l'activité métabolique (LEVIGNERON *et al.*, 1995). Les milieux riches en chlorure de sodium sont caractérisés par une abondance des ions Na⁺ et Cl⁻ (BALLESTEROS *et al.*, 1997).

En conséquence, les risques liés à la présence d'ions de Na^+ peuvent aller jusqu'à la dégradation sévère des propriétés physiques du sol et la perturbation de l'absorbance des cations (K^+ , Ca^{++}) chez les plantes, qui ne supportent pas cet ion dans leurs feuilles (SLAMA, 2004).

L'accumulation excessive en Cl^- , diminue l'absorbance des anions indispensables à la croissance et au développement des végétaux en particulier le nitrate, nitrite et sulfate (BOTELLA *et al.*, 1997).

Il en résulte un déficit d'alimentation de ces organes en anions qui peut être estimé par la différence entre la teneur globale en cations majeurs et la teneur en chlorure. Or la sensibilité au sel des espèces et variétés semble être en relation avec ce paramètre (SLAMA, 1982).

➤ **Effet de la salinité sur les protéines**

Le contenu des protéines solubles des feuilles diminue en réponse à la salinité (PARIDA *et al.*, 2002). AGASTIAN *et al.*, (2000) ont rapporté que les protéines solubles augmentent à des niveaux bas de salinité et diminuent en hautes concentrations de salinité chez le mûrier.

➤ **Effet de la salinité sur les lipides**

Les lipides sont la source la plus efficace du stockage de l'énergie. Ils fonctionnent comme des isolateurs des hormones et organes délicats, et jouent un rôle important comme des constituants des structures de la plupart des cellules membranaires (SINGH *et al.*, 2002).

Ils ont aussi un rôle vital dans la tolérance à différents stress physiologiques chez une variété d'organismes comme les cyanobactéries. L'instauration des acides gras contrecarre le stress salin ou hydrique. WU *et al.*, (1998) ont analysé le changement de la composition des lipides soumis à un stress salin dans la membrane plasmique des racines chez *Spartinapatens* et ont rapporté que les pourcentages molaires des stérols et les phospholipides diminuent avec l'augmentation de la salinité, mais le ratio stérols/phospholipides n'est pas affecté par le NaCl .

➤ **Effet de la salinité sur les enzymes anti oxydantes**

En cas de stress biotique ou abiotique, on observe chez les plantes une production rapide et massive d'espèces réactives de l'oxygène. De nombreuses études ont été menées, notamment chez les plantes, afin de préciser quels facteurs entraînent ce phénomène.

De nombreuses conditions environnementales ont ainsi été définies : la sécheresse, les stress thermiques (hautes et basses températures), l'exposition aux métaux lourds, aux ultraviolets, aux polluants aériens tels que l'ozone et le SO₂, les stress mécaniques, les carences en nutriments, les attaques de pathogènes, la salinité et les fortes expositions à la lumière (BENNACEUR *et al.*, 2005).

Le stress salin cause un déficit hydrique comme conséquence à l'effet osmotique sur les activités métaboliques des plantes. Ce déficit hydrique cause un stress oxydatif à cause de la formation des espèces réactives de l'oxygène comme les superoxydes, les radicaux hydroxyle et le peroxyde.

Les espèces réactives de l'oxygène qui sont le produit des stress hyperosmotique et ionique causent des dysfonctionnements dans la membrane et la mort cellulaire (BOHNERT et JENSEN, 1996).

Les plantes se défendent contre ces espèces réactives de l'oxygène par l'induction de l'activité de certaines enzymes antioxydantes comme la catalase, la peroxydase, la glutathion réductase et le superoxyde dismutase, qui éliminent les espèces réactives de l'oxygène. L'activité des enzymes antioxydantes comme l'ascorbate peroxydase, la glutathion réductase, la monodéshydroascorbate réductase (MDHAR) et la déshydroascorbate réductase (DHAR) augmentent sous les conditions de stress salin chez le blé alors que l'ascorbate total et le contenu du glutathion diminuent (HERNANDEZ *et al.*, 2000).

➤ Effet de la salinité sur le métabolisme de l'azote

L'activité de la nitrate réductase (NRA) diminue dans les feuilles de beaucoup de plantes pendant le stress salin (FLORES *et al.*, 2000).

La première cause de la réduction de la NRA dans les feuilles est un effet spécifique associé à la présence du sel dans le milieu externe. Cet effet de chlorure semble être dû à la réduction de l'absorption du NO⁻³ (FLORES *et al.*, 2000).

Chez le maïs (*Zea mays*) le taux des nitrates diminue dans les feuilles, mais augmente dans les racines sous le stress salin et la NRA des feuilles diminue aussi sous la salinité. L'exposition des racines nodulées des légumineuses au NaCl comme le soja et le haricot cause une réduction rapide de la croissance végétale.

L'activité de la nitrogénase diminue chez le haricot par une exposition de courte durée à la salinité.

1.2-Le stress hydrique

On parle d'un stress hydrique, lorsqu'il y a une insuffisance d'eau de qualité satisfaisante pour pouvoir répondre aux besoins humains et environnementaux (HULOT, 2006) et d'un déficit hydrique pour les végétaux quand la quantité d'eau perdue par transpiration est supérieure à celle que la plante est incapable d'absorber par les racines (BOUSMAHA et BOULEBEN, 1991).

Un stress provoqué par un déficit hydrique est bien plus fréquent qu'un stress produit par un excès d'eau, de sorte que l'expression de stress de déficit hydrique est abrégée en stress hydrique. Ce stress hydrique est fortement lié à une condition dite de sécheresse, qu'on peut appeler également un stress de sécheresse (HOPKINS, 2003).

- L'eau et la plante

L'eau est un élément vital pour la croissance et le développement des cultures. Elle constitue d'une part, le milieu dans lequel s'effectue les réactions biochimiques vitales et comme un véhicule des substances nutritives, déchets et hormones d'une cellule à l'autre et des racines aux organes aériens (HELLER *et al.*, 1998 ; BEZZALA, 2005).

La nécessité de l'eau est prouvée par de multiples observations comme la manifestation d'une chlorose, des phénomènes de sénescences (DEBAEKE *et al.*, 1996), l'abscission des feuilles de la base et le flétrissement. Les feuilles nouvellement formées montrent une réduction de leur surface. L'eau joue un rôle important pour la plante et elle est utile pour le bon fonctionnement physiologique et moléculaire de la plante par :

- ✓ **le maintien de la turgescence cellulaire** : L'eau assure aux herbacées le port dressé, les cellules gorgées d'eau sont fermes et résistantes (LAMBER, 1983). Le flétrissement des végétaux est dû en grande partie à la perte de la turgescence suite à une déshydratation (KIES, 1977).
- ✓ **transport des éléments minéraux et des substances organique** : L'eau est un moyen de transport, elle véhicule principalement les sels minéraux, on distingue un transport à longue distance, qui a lieu de la racine aux feuilles dans les éléments du xylème, des faisceaux conducteurs et le transport à moyenne distance, qui a lieu dans le cortex de la racine (KHAROUBI, 1996).
- ✓ **régulateur thermique** : L'eau émise par la plante sous forme de vapeur d'eau forme la transpiration, qui permet de réguler la température des parties aériennes (HIRECHE, 2006).

En effet la perte de l'eau par transpiration permet aux plantes de faiblir une partie importante de l'énergie qu'elles reçoivent du soleil et de supporter ainsi son rayonnement de façon continue sans pour autant subir un échauffement excessif, ses propriétés thermiques aident la plante de ne pas se refroidir ou se réchauffer rapidement (HOPKINS, 2003).

- Effet du stress hydrique sur la plante

➤ **au niveau cellulaire**

La diminution de la turgescence réduit l'expansion cellulaire (RASMUSSEN *et al.*, 1998), se manifestant par la réduction de la croissance des jeunes pousses et des feuilles.

Cette réduction est due à la diminution de la synthèse de la paroi cellulaire et des protéines, ainsi que la réduction de la vitesse d'élongation des cellules de la tige (ECKHART, 2002).

La photosynthèse est particulièrement sensible au stress hydrique (HOPKINS, 2003), elle se manifeste principalement par la fermeture des stomates ce qui provoque la diminution de l'activité photosynthétique, et l'excès de l'énergie lumineuse par rapport aux capacités du métabolisme ce qui peut causer une photo inhibition due à une réduction prolongée de l'efficacité photosynthétique, voir même la destruction des tissus foliaires accentuée par de fortes températures (INRA, 2002).

➤ **au niveau métabolique et hormonal**

De nombreuses données moléculaires, permettent cependant d'élucider les principaux mécanismes cellulaires mis en place par la plante lors d'un stress hydrique :

- une diminution de la croissance de la tige à cause de l'accumulation de l'acide abscissique (ECKHART, 2002) accompagnée au niveau cellulaire d'une diminution du nombre de polysomes, d'un ajustement osmotique par la synthèse d'osmoticums et d'une altération du métabolisme du carbone et de l'azote,

- augmentation du taux d'ABA dans les chloroplastes. En parallèle, la transpiration diminue (fermeture des stomates) en même temps que les solutés compatibles s'accumulent,

- enfin, une activation des mécanismes liés à la tolérance tels que l'accumulation de déhydrines, de disaccharides ou d'enzyme impliquée dans la détoxification qui s'opère (DUBOS, 2001).

1.3- Le stress thermique

La sensibilité des végétaux aux températures extrêmes est très variable. Chaque plante possède une température optimale de croissance et de développement (HOPKINS, 2003).

- Effet du stress thermique sur la plante

Les plantes sensibles au froid réagissent négativement entre 0 et 12°C (MAZLIAK, 1995), ainsi cette baisse de la température entraîne des ralentissements de la croissance, de chlorose, de nécrose, voire même une destruction des végétaux exposés (BELHASSEN *et al.*, 1995). Les hautes températures sont parmi les facteurs les plus importants intervenant dans la limitation des rendements.

Elles affectent fortement les organes floraux, la formation des fruits, ainsi que le fonctionnement de l'appareil photosynthétique (EL MADIDI et ZIVY, 1993).

Une chaleur excessive agit sur la plante en provoquant une déshydratation résultant d'une transpiration accélérée (EL KHATIB et PAULSEN, 1984).

L'élévation de la température provoque une dénaturation des protéines membranaires, par la fonte des lipides membranaires qui conduit à la rupture des membranes et la perte du contenu cellulaire (ABROL et INGRAM, 1997).

2- REPONSES PHYSIOLOGIQUES DES PLANTES AUX STRESS ABIOTIQUES

2.1- Face au stress de la sécheresse

D'après la classification de TURNER *et al.* (1987), trois situations peuvent s'exprimer :

- L'esquive ou l'échappement

C'est un changement dans la longévité du cycle phénologique, en effet la phénologie rythme le développement de la plante et ajuste le cycle végétatif de manière à l'assortir aux conditions optimales de croissance de l'environnement de production (BOUZERZOUR *et al.*, 1998), la plante peut donc soit le raccourcir ou l'allonger (LEVITT *et al.*, 1980) grâce à la localisation dans le temps de son cycle végétatif afin d'éviter les saisons sèches (TURNER *et al.*, 1987). Les plantes qui appartiennent à ce groupe sont des éphémérophytes, ne supportent pas le manque d'eau et terminent leurs cycles reproducteurs avant la période de sécheresse (BEZZALA, 2005).

Les éphémérophytes germent, croissent et fleurissent immédiatement après les pluies saisonnières. Elles accomplissent donc leur cycle de développement durant la période humide favorable et produisent des graines dormantes avant l'arrivée de la saison sèche (HOPKINS, 2003).

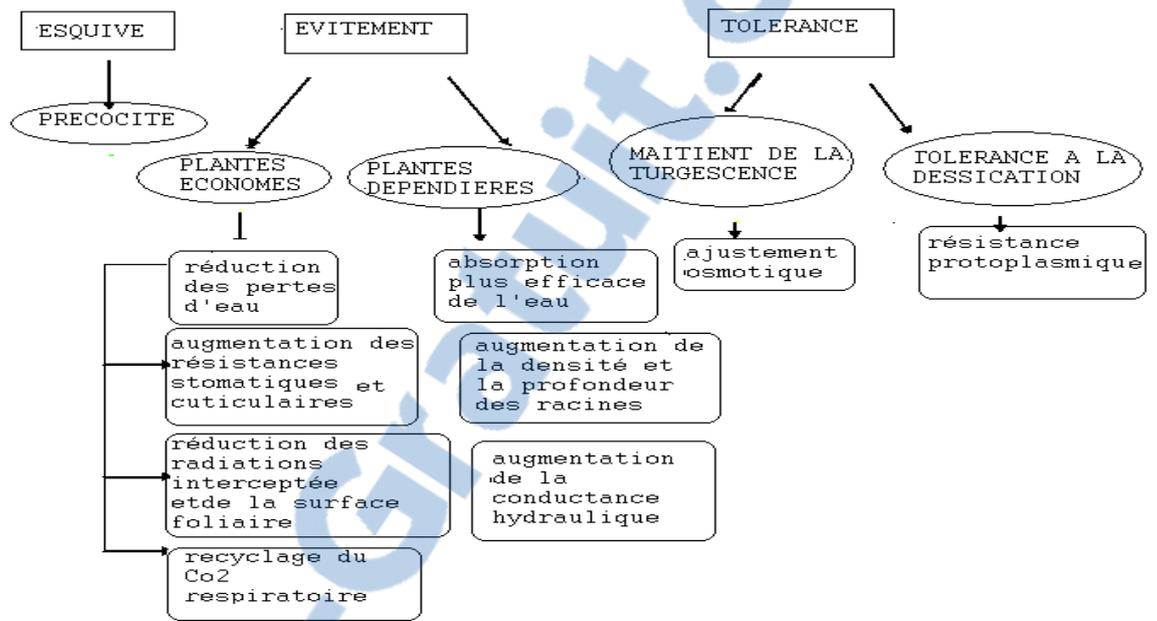


Fig.1- Mécanismes de résistance des plantes à la sécheresse (TURNER *et al.*, 1978).

- L'évitement

✓ évitement des pertes d'eau

C'est la capacité d'une plante à supporter une sécheresse en évitant une déshydratation des tissus (MERINO *et al.*, 1976) par le maintien d'une déshydratation tissulaire suffisante, soit en réduisant les pertes, soit en augmentant l'absorption d'eau. On peut résumer cela en :

✓ **régulation de la transpiration** : Le contrôle stomatique équilibre le bilan hydrique, restaure la turgescence et la croissance et protège les organes des feuilles sensibles vis à vis du déficit hydrique. Ainsi le maintien d'un potentiel hydrique élevé dans la plante peut être obtenu par une réduction de la transpiration s'effectuant par la cuticule et les stomates incomplètement fermés (BELHASSEN *et al.*, 1995).

En réponse à un stress hydrique de nombreuses plantes modifient leurs métabolismes par l'augmentation de l'épaisseur de la cuticule qui diminue la transpiration (FISHER et

TURNER, 1978), en effet la transpiration cuticulaire et moins importante que celle des stomates (BENNACEUR, 1994).

✓ **réduction de la surface transpiratoire** : Par la réduction et parfois même la suspension des feuilles ou par le changement de l'orientation des feuilles en effet MEISNER *et* KARNOK (1992) ont observé un repliement des feuilles de *Arachis hypogea* soumises à la sécheresse limitant la capacité de l'énergie lumineuse et les pertes d'eau. O'TOOL *et al.*, (1980) montrent que l'enroulement des feuilles entraîne une diminution de 40 à 60 % de la transpiration. La glaucescence, la pilosité des feuilles et des tiges, la couleur claire des feuilles induisent une diminution de la température par augmentation de la réémission de la lumière reçue ce qui conduit à une réduction des pertes en eau (CLARKE *et al.*, 1989).

✓ **extension racinaire** : La croissance racinaire est souvent un indicateur de la capacité de la plante à s'adapter à la sécheresse (JOHNSON *et al.*, 1991). L'extension du système racinaire, en réponse à l'application d'une contrainte hydrique contribue à une meilleure utilisation des réserves d'eau dans le sol par un enracinement profond (SOUZA *et al.*, 1983).

Ce système d'adaptation permet l'absorption de l'humidité des couches plus profondes du sol afin d'assurer à la plante une transpiration et des échanges gazeux peu affectés et donc une photosynthèse et une croissance peu modifiées (KHAJDOUN *et al.*, 1990).

- **Tolérance à la déshydratation.**

La tolérance à la déshydratation peut être réalisée par différents mécanismes :

✓ **réduction des besoins nutritionnels** : Cela est attribué en particulier aux plantes succulentes qui présentent un véritable sucées lors de la tolérance sous conditions extrêmes de déshydratation, en raison de leur teneur en matière sèche, et de leur métabolisme réduit (LEVITT, 1980). Chez *Casuarina*, on a constaté une réduction de la biomasse sèche totale et une allocation de biomasse vers les racines (ALBOUCHI *et al.*, 2003).

✓ **résistance protoplasmique** : Cette résistance dépend de l'intégrité des membranes cellulaires, en particulier de l'enveloppe chloroplastique (PHAMTHI *et al.*, 1982).

En effet la sécheresse conduit à une perte de la compartimentation et à une destruction de certains organites cellulaires. Le tonoplaste se scinde en petites vacuoles, les crêtes mitochondriales se dégradent et les chloroplastes perdent leurs organisations moléculaires (VIERADA, 1976).

2.2- Face à la salinité

En réponse au stress salin la plante doit développer des mécanismes adaptatifs lui permettant d'ajuster sa pression osmotique interne grâce aux électrolytes et aux solutés organiques (OSMOND et POPP, 1983) afin de contrôler l'exportation et la répartition des ions dans les organes aériens qui représente un déterminant important de la tolérance au sel (ALEM et AMERI, 2005).

La réponse au sel des espèces végétales dépend de l'espèce même, de sa variété, de la concentration en sel, des conditions de culture et du stade de développement de la plante (MALLEK-MAALE *et al.*, 1998).

En effet Les halophytes s'opposent aux glycophytes, plantes des milieux non salés, par leur morphologie proche de celle des xérophytes (succulence des tiges ou des feuilles, réduction de l'appareil foliaire) et par des caractères physiologiques : pression osmotique, résistance à la nature et à la concentration des sels ; ce degré de résistance conduit souvent du reste à la formation de ceintures de végétations caractéristiques (BINET, 1980).

Les halophytes accumulent les ions jusqu'à 800Mm. Les glycophytes font entre 300 à 600Mm selon leur degré de résistance (GREENWAY et MUNNS, 1980).

Cette différence pourrait se situer au niveau des mécanismes d'exclusion du sel du cytoplasme et de sa concentration dans la vacuole, ainsi que dans les moyens mis en œuvre pour équilibrer le potentiel hydrique entre ces deux compartiments cellulaires (CHRETIEN, 1992).

Certains halophytes sont considérés comme des régulateurs de salinité. On a des halophytes régulateurs qui n'absorbent pas le sel mais en excrètent des quantités considérables par leurs racines et d'autres qui absorbent le sel, mais excrètent de grandes quantités dans des glandes à sel spécialisées des feuilles. Le sel excrété cristallisé à la surface des feuilles ; où il devient inoffensif (HOPKINS, 2003).

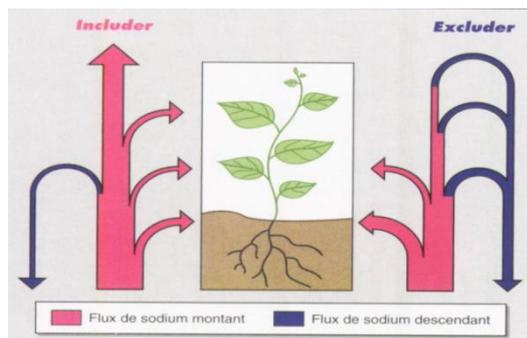


Fig2- Schématisation du bilan de la circulation du sodium dans les plantes du type includeur ou exclureur.

La figure 2 montre que chez les plantes de type includeur, les flux du sodium sont essentiellement ascendant (en rose) et le sel est accumulé dans les parties aériennes, chez celle de type exclureur, la plus grande partie du sodium est véhiculé vers les feuilles est réexporté vers les racines *via* le phloème. (Les intensités relatives des flux sont symbolisées par les largeurs des traits).

Le transport des ions des racines vers les feuilles ainsi que leurs orientations vers l'intérieur de la vacuole, nécessite l'intervention de divers transporteurs.

En conditions salines, le contrôle de la sélectivité ionique K^+/Na^+ est un facteur important pour limiter la montée de Na^+ et assurer une alimentation adéquate des organes aériens en K^+ , ainsi la plante doit capter le K^+ et exclure le Na^+ , ceci est réalisé par un transport sélectif à travers la membrane plasmique (WHITE, 1999).

L'excrétion dans les glandes à sel est très spécifique. D'abord le $NaCl^+$ et le HCO_3^- sont excrétés contre le gradient de concentration. Alors que des ions comme Ca^{+2} , NO_3^- , SO_4^{2-} et PO_4^- sont maintenus contre leur gradient (HOPKINS, 2003).

3- REPOSE BIOCHIMIQUES DES PLANTES AUX STRESS ABIOTIQUES

Les plantes sont souvent capables de lutter contre les différents stress abiotiques en produisant des composés dits osmoprotecteurs (ou solutés compatibles). Ces composés, par leur concentration, assurent l'ajustement osmotique entre le cytosol et la vacuole.

Pour adapter cet équilibre ionique dans la vacuole, le cytoplasme accumule ces composés de petite masse moléculaire qui n'interfèrent pas avec les réactions normales biochimiques (ZHIFANG et LOESCHER, 2003), en revanche ils remplacent l'eau dans les réactions chimiques.

Ces solutés compatibles comprennent principalement la proline (SINGH *et al.*, 2000), la glycine bêtaïne (WANG et NIL, 2000), les sucres (PILON-SMITS *et al.*, 1995) et les polyols (BOHNERT *et al.*, 1995).

Différentes molécules peuvent jouer le rôle de « solutés compatibles » chez les végétaux :

3.1- La proline

C'est un acide aminé jouant un rôle important dans la structure des protéines et fait exception des vingt acides aminés pourvus d'une fonction imine et non d'une fonction amine (STRYER, 1992). La proline serait synthétisée à partir de l'acide glutamique via la pyrroline 5-carboxylate (P5C) mais également de l'arginine et l'ornithine (LIGNOWSKI et SPLITTSTOESSER, 1971).

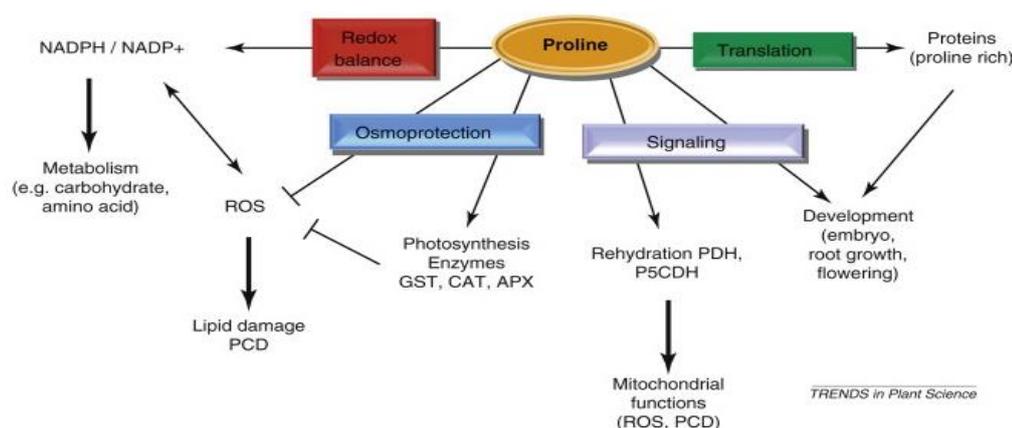


Fig 3 -Fonctions de la proline chez les plantes (SZABADOS etSAVOURÉ, 2010)

APX : ascorbate peroxydase, CAT : catalase, PCD : "programmed cell death"

L'accumulation de la proline est l'une des manifestations les plus remarquables chez les plantes pour limiter les effets du stress salin et hydrique afin de réaliser l'ajustement du potentiel osmotique dans le cytoplasme (SANNADA *et al.*, 1995 ; BELKHODJA et BENKABLIA, 2000) et le maintien de l'amélioration de la stabilité des membranes cellulaires (ALEM et AMRI, 2005).

L'accumulation de la proline induite par les stress peut être le résultat de trois processus complémentaires : stimulation de sa synthèse (MORRIS *et al.*, 1969 ; BOGGESS

etal., 1979)inhibition de son oxydation (RAYAPATI et STEWAR,1991) et /ou altération de la biosynthèse des protéines (STEWART *et al.*,1977).

L'assimilation rapide de la proline lors du stress hydrique ou salin a été mis en évidence chez de nombreuses plantes particulièrement chez l'orge (LEWIN *et al.*, 1978), chez l'eucalyptus (CHUNYANG, 2003), également observé chez les plantules de tomates cultivé sous stress salin 100 et 200 mM NaCl ou hydrique (TAL *et al.*,1979).

Selon un autre point de vue, l'accumulation de la proline n'est pas une réaction adaptative au stress mais plutôt le signe d'une perturbation métabolique (ZID et GRIGNON, 1991).

De plus, d'autres facteurs influent sur l'accumulation de la proline tels que l'inhibition de l'oxydation, due à un effet mitochondrial et à la réduction du taux de translocation de l'acide aminé à travers le phloème (CARCELLER, 1995). La synthèse de la proline peut être incluse dans la régulation du pH cytoplasmique (BELLINGER et LARHER, 1987).

Par conséquent elle aide dans la stabilisation de protéines membranaires et des protéines libres, ce qui suggère qu'elle a un rôle d'osmoprotecteur du fait qu'elle est la plus accumulée dans les plastides, les mitochondries et le cytosol (BEZZALA, 2005).

3.2- Les sucres

La synthèse des protéines est étroitement liée au métabolisme des sucres et à la respiration, qui donnent le squelette carboné pour la synthèse de la proline (BEZZALA, 2005). Le saccharose et l'amidon sont les premiers glucides stables issus des processus photosynthétiques du cycle de Calvin et de la voie de glycolate. L'amidon s'accumule dans le chloroplaste tandis que le saccharose est synthétisé dans le cytosol, stocké dans la vacuole ou transféré vers les organes puits (NOURI, 2002).

Les principaux sucres accumulés sous stress sont : le glucose, le fructose et le saccharose (HARE *et al.*, 1998). Ces derniers semblent jouer un rôle très important dans le maintien d'une pression de turgescence qui est à la base des différents processus contrôlant la vie d'une plante.

Par ailleurs il a été observé que sous stress hydrique, les réserves amylicées sont progressivement utilisées suite à leur conversion en saccharose, qui pourrait être associé à une inhibition de la synthèse de l'amidon (GEIGENBERGER *et al.*, 1997). Donc le stress altère la compartimentation en faveur de la synthèse du saccharose, qui est attribué d'une

manière exclusive à l'activation de la Saccharose Phosphate Synthase par une phosphorylation réversible des protéines (KIM *et al.*, 2000).

3.3- Les protéines

Dans la cellule végétale, les protéines constituent la trame macromoléculaire de base du hyaloplasme, des structures nucléaires, de la substance fondamentale ou stroma des mitochondries et des plastes. Associées particulièrement à des lipides, elles participent à l'architecture de tous les systèmes membranaires. De plus à ces protéines de structures, s'ajoutent les protéines enzymatiques (RAI *et al.*, 1983). Les protéines végétales peuvent être dans la cellule végétale sous deux formes :

- Les protéines solubles

Dans la cellule végétale, les protéines solubles vacuolaires et extracellulaires entrent dans le système endomembranaire de sécrétion au niveau du réticulum endoplasmique (RE).

Ces protéines sont ensuite transportées *via* des vésicules de transport jusqu'à leur compartiment de stockage, la vacuole et le compartiment extracellulaire, en passant par l'appareil de Golgi. Dès leur insertion dans la lumière du RE, ces protéines vont subir des modifications co-traductionnelles, en particulier la N-glycosylation et le repliement qui leur conféreront la stabilité et l'activité biologique (DENMAT OUISSE, 1998).

Parmi les protéines solubles les plus abondantes dans les cellules végétales, la RubisCO. L'enzyme RubisCO (Ribulose 1,5 biphosphate carboxylase/oxygénase), est l'enzyme principale sur terre, qui permet la fixation du carbone. Du fait de l'importance de la biomasse végétale, elle est quantitativement la protéine la plus importante sur terre.

Dans les plante en C4, les cellules du mésophile ne renferment pas laRuBPCase (KIRCHANSKI et PARK, 1976) mais une autre enzyme de carboxylation : la phosphoénolpyruvate carboxylase ou PEP Case qui représentent chez le maïs 15 % des protéines solubles des feuilles (O'LEARY, 1982).

Dans la cellule végétale plusieurs protéines jouant un rôle important dans la réponse aux stress abiotiques sont identifiées, parmi ces protéines on trouve :

✓ **les protéines de choc thermique** : La réaction la plus fréquemment observable lors d'un stress thermique est l'apparition dans les cellules des protéines de choc thermique ou

HSP (terme anglo- saxon Heat Shock Proteins) (BECKER et CRAIG, 1994; CRAIG, 1985; DAVID et GRONGNET, 2001).

- D'autres contraintes que la chaleur peuvent aussi entraîner l'apparition de ces protéines, comme le stress hydrique, la salinité, les fortes concentrations d'ABA, d'éthylène ou d'auxines etc. (MAZLIAK, 1995).

- Les HSP apparaissent en 2 heures environ lorsque l'organisme est sous condition de stress (FEIDER et HOFMAN, 1999; GUTIERREZ *et al.*, 2003). Deux types de HSP sont distingués d'après leur fonction dans la protection contre la dénaturation thermique des protéines : (1) **les protéines chaperons**, se lient à des segments peptidiques dépliés et exposés, à caractère hydrophobe, empêchant l'agrégation des protéines néosynthétisées et permettant ainsi leur repliement.

- Elles sont regroupées en cinq familles en fonction de leur taille et de leur homologie de séquence : sHSP (small HSP), HSP60, HSP70, HSP90 et HSP110 (RAY, 2001) présentées dans le tableau 5 en annexe. (2) **l'ubiquitine**, protéine qui se fixe sur le groupement aminé d'une lysine et qui marque ainsi les protéines dénaturées avant être éliminer par protéolyse (MAZLIAK, 1995).

- Les protéines membranaires

Les membranes diffèrent beaucoup entre elles, en particulier par la composition en protéines qui reflète l'activité biochimique membranaire.

- Ces protéines sont soit extrinsèques (sur une face ou l'autre de la membrane), soit des protéines intrinsèques (intégrées dans la membrane plasmique), de type hydrophobe (WILLIAMS, 2006).
- Les protéines membranaires jouent un rôle majeur dans le transport et la signalisation cellulaire, et dans le transport à longue distance entre organes participants ainsi à plusieurs aspects majeurs de la physiologie de la plante telles que la nutrition, la morphogenèse, la détoxification, la réponse à l'environnement et la résistance aux stress (WOLLMAN *et al.*, 2004).

4- PRESENTATION DE L'ESPECE *Abelmoschus esculentus* L.

4.1- Systématique de l'espèce

AngiospermPhylogeny Group, est considérée comme étant la classification la plus importante d'aujourd'hui. Elle est construite à la base de deux gènes chloroplastiques et un gène nucléaire de ribosome, mais ces données sont complétées dans quelques cas par d'autres données.

Règne Plantae

Sous-règne Tracheobiont

Division Magnoliophyta

Classe Magnoliopsida

Sous-classe Dilleniidae

Ordre Malvales

Famille Malvaceae

Genre *Abelmoschus*

Espèce *Abelmoschus esculentus* L.

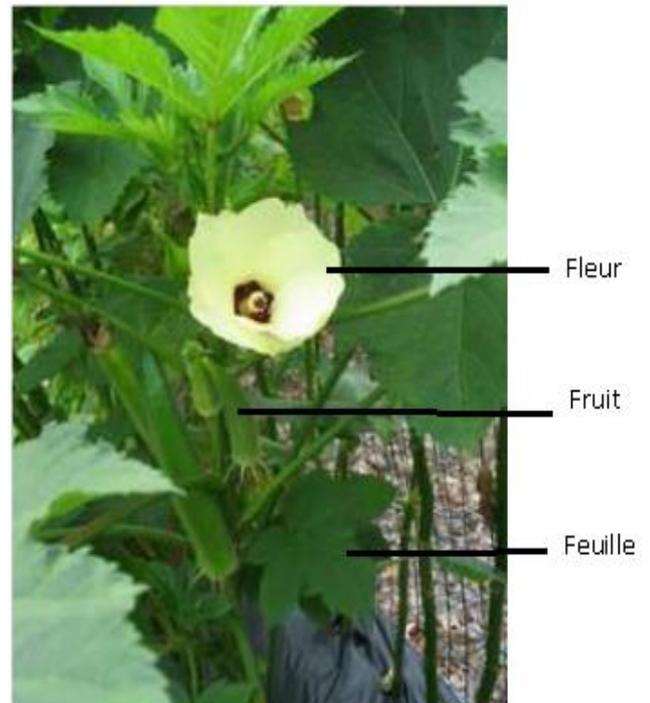


Figure 4-*Abelmoschus esculentus* L.

L'espèce cultivée *Abelmoschus esculentus* porte des noms différents selon les pays: Okra ou Lady'sfinger en anglais, Gombo en français, Quimgombo en espagnol, Quiabero au Brésil et Bamiah en arabe. Les Gombos cultivés et les espèces sauvages apparentées ont été initialement classés dans le genre *Hibiscus*, section *Abelmoschus* par LINNE (1737).

MEDIKUS (1787) a proposé d'élever cette section au rang d'un genre distinct, mais la référence au genre *Hibiscus* est restée jusqu'au milieu du 20ème siècle, il a fallu attendre la réhabilitation du genre *Abelmoschus* par HOCHREUTINER (1924) pour que son emploi soit admis dans les flores et la littérature contemporaine.

4.2- Origine et répartition géographique

Le gombo est une plante originaire d'Afrique, connue depuis l'année 1216 avant J.C. pour ses fruits utilisés comme légumes (MACLEOD et AMES, 1990).

Il est très répandu dans les régions tropicales, subtropicales et tempérées chaudes, mais est particulièrement apprécié en Afrique de l'Ouest, en Inde, aux Philippines, en Thaïlande et au Brésil. On signale *Abelmoschus esculentus* dans toute l'Afrique tropicale, tandis que le gombo ouest-africain (*Abelmoschus caillei*) est limité aux climats humides et per humides d'Afrique (CHARRIER, 1983).

L'espèce cultivée *Abelmoschus esculentus* est un cultivar des régions tropicales et subtropicales de basse altitude d'Asie, d'Afrique et d'Amérique, avec une extension aux régions tempérées du bassin méditerranéen (SIEMONSMA, 1982).

4.3- Description

Plante annuelle robuste, érigée, atteignant 4 m de haut, plus ou moins fortement ramifiée ; tige cylindrique, avec des poils raides disséminés, souvent tachetée de rouge ; ramifications dressées à courbées vers le bas.



Figure 5- Graines matures d'*Abelmoschus esculentus* L.

Feuilles disposées en spirale, simples, de forme et de taille variables, jusqu'à 2 cm de long, souvent fendues jusqu'à la base, couvertes de poils raides ; pétiole jusqu'à 50 cm de long, souvent de couleur rouge, avec une ligne de poils simples et doux sur le dessus, jusqu'à 50 cm de large, longueur de la nervure médiane jusqu'à 35 cm, le plus souvent palmatilobé à 3, 5 ou 7 segments, cordé à la base, à 5–9 nervures, segments triangulaires, ovales, spatulés ou lancéolés, dentés en scie à crénelés, parfois entiers ou anguleux, nervures avec des poils raides disséminés sur les deux faces.

Fleurs axillaires, solitaires ou en grappe par réduction ou avortement des feuilles supérieures ; pédicelle jusqu'à 3 cm de long sur la fleur, 7 cm sur le fruit, avec des poils raides disséminés ; calice spathique, de 2–6 cm de long, avec 5 dents à l'apex, se fendant généralement sur un côté lors de l'expansion de la corolle ; 5 pétales libres, obovales à

orbiculaires, de 3–7 cm de long, charnus à la base, glabres, jaunes, virant souvent au rose après la floraison, avec un centre violet foncé ; étamines réunies en tube staminal jusqu'à 2,5 cm de long, blanches, glabres ; ovaire supère, tomenteux, souvent avec quelques poils raides sur les côtes, style à 5–10 bras de 3– 5 mm de long, stigmates violet foncé, avec des poils simples.



Figure 6- Fruits d'*Abelmoschus esculentus*L.

Fruit : capsule érigée, cylindrique à pyramidale, de 5–25 cm × 1–5 cm, acuminée, à section ronde ou à 5–10 angles, concave entre les côtes, perdant progressivement son indument initial, variant quand il est jeune d'une couleur rouge-violet et vert rougeâtre à vert foncé, et de vert pâle à jaune, totalement indéhiscence, contenant jusqu'à 100 graines.

Abelmoschus esculentus(en général $2n = 130$) est probablement un amphidiploïde (allotétraploïde), issu d'*Abelmoschus tuberculatus*($2n = 58$), espèce sauvage originaire de l'Inde, et d'une espèce ayant $2n = 72$ chromosomes (peut-être *Abelmoschus ficulneus*L.

Une autre espèce de gombo comestible, *Abelmoschus caillei*, se rencontre dans les zones humides d'Afrique de l'Ouest et centrale. Il y a de bonnes raisons de penser que c'est également un amphidiploïde, dont l'un des parents est *Abelmoschus esculentus*. Il n'y a pas de différences apparentes dans les usages du gombo commun et du gombo ouest-africain, ce qui explique qu'ils soient souvent mis ensembles. D'un point de vue morphologique, *Abelmoschus caillei*diffère à divers égards d'*Abelmoschus esculentus*, mais c'est l'épicalice qui offre le caractère distinctif, ses segments ayant une largeur de 0,5–3 mm chez *Abelmoschus esculentus*, et 4– 13 mm chez *Abelmoschus caillei*.

Les deux espèces de gombo peuvent être distinguées de façon assez fiable (mais pas avec une certitude absolue) d'après la forme des fruits. Ceux d'*Abelmoschus esculentus* ont une forme cylindrique à pyramidale, tandis que ceux d'*Abelmoschus caillei* sont ovoïdes.

Les références bibliographiques sur le gombo commun doivent être interprétées avec prudence, parce qu'elles peuvent inclure des données relatives à *Abelmoschus caillei*.

Il existe de nombreux cultivars de gombo commun. Certains des plus connus sont Clemson Spineless, Indiana, Emerald (Etats-Unis), et Pusa Sawani (Inde), qui sont utilisés depuis une trentaine d'années.

4.4 - Croissance et développement

Dans les conditions du climat tropical, les cultivars locaux et introduits fleurissent dans un délai de 45–80 jours après le semis en saison sèche (semis en octobre : raccourcissement des jours), et de 55–105 jours après un semis en saison des pluies (semis en mars : période d'allongement des jours). La période de culture excède rarement 6 mois. Elle nécessite des températures supérieures à 20 °C pour avoir une croissance normale. Le pourcentage de germination et la rapidité de levée des semis sont optimaux à 30–35 °C. L'initiation florale et la floraison sont retardées à mesure que la température est élevée (corrélation positive entre température et nombre de nœuds végétatifs sur la tige).

Abelmoschus esculentus est une plante de jours courts, mais sa large répartition géographique (jusqu'à des latitudes de 35–40 °C) indique qu'il y a des différences marquées entre cultivars à cet égard. L'initiation florale et la floraison sont peu affectées par la longueur du jour chez les cultivars subtropicaux répandus tels que Clemson Spineless et Pusa Sawani.

Le gombo commun tolère une grande diversité de sols, mais préfère les limons sableux bien drainés, de pH 6–7, riches en matière organique. La floraison et la pollinisation se produisent tôt le matin. Bien que l'autopollinisation soit la règle, il peut y avoir un degré élevé de pollinisation croisée par les insectes. Pour l'utilisation en légume, les fruits sont cueillis environ une semaine après la floraison. En enlevant régulièrement les jeunes fruits, on obtient une croissance végétative et une floraison soutenues, ce qui prolonge la durée de la période productive. En culture de semences, il faut environ un mois de la floraison à la maturation du fruit.

Dans ce cas, la croissance végétative s'arrête peu après la floraison, tous les produits d'assimilation étant détournés vers les organes reproductifs de la plante.

4.5- Multiplication et plantation

La plupart des agriculteurs récoltent des graines de leur propre cultivar ou variété locale assez hétérogène. Le moyen le plus facile de conserver les graines est de les laisser dans les capsules. Le poids des graines est de 30–80 g/1000 graines. Pour ramollir le tégument dur, on trempe souvent les graines dans l'eau ou dans des produits chimiques avant le semis. On pratique en général le semis direct par poquets (1–3 graines par poquet).

Les densités optimales varient de 50 000–150 000 plantes/ha. Les semis lèvent en une semaine. Lorsqu'ils atteignent environ 10 cm de haut, on les démarie en ne laissant qu'une plante par poquet. La germination et la croissance initiale sont fortement améliorées par des pratiques culturales qui abaissent la température du sol, telles que le paillage, un arrosage effectué avant le moment le plus chaud de la journée, et un semis effectué sur le côté des sillons le moins exposé à un ensoleillement direct.

4.6- Maladies et ravageurs

- œ *Borers (Eariasspp.)* (GUPTA et YADAV, 1978).
- œ Champignons foliaires (*Cercospora* et *Oidium*) (JHOOTY et al., 1977).
- œ Virus "leaf curl" (GIVORD et HIRTH, 1973; LANA et al., 1974; LANA, 1976).
- œ Virus de la mosaïque jaune des nervures (YVM) en Inde (SINGH et al., 1962).
- œ Nématodes du groupe des meloidogyne (SINGH et al., 1975).
- œ Flétrissement dû au *Fusarium* (GROVER et SINGH, 1970).

4.7- Production

Selon la FAO (2004), le premier producteur du gombo dans le monde est l'Inde (3550000 tonnes) avec 72 %, suivie de Nigéria (730000 tonnes) avec 15 % de la production mondiale. L'Égypte figure parmi les grands producteurs du monde avec 85000 tonnes équivalent à 2 % de la production mondiale (Tableau 2, annexe 1).

4.8- Propriétés

La composition des fruits de gombo par 100 g de partie comestible (81% du produit tel qu'acheté, avec les extrémités coupées) est la suivante : eau 88,6 g, énergie 144 kJ, protéines 2,1 g, lipides 0,2 g, glucides 8,2 g, fibres 1,7 g, Ca 84 mg, P 90 mg, Fe 1,2 mg, β-carotène 185 µg, thiamine 0,04 mg, riboflavine 0,08 mg, niacine 0,6 mg, acide ascorbique 47 mg.

La composition des feuilles de gombo par 100 g de partie comestible est la suivante : eau 81,5 g, énergie 235 kJ, protéines 4,4 g, lipides 0,6 g, glucides 11,3 g, fibres 2,1 g, Ca 532 mg, P 70 mg, Fe 0,7 mg, β -carotène 385 μ g, thiamine 0,25 mg, riboflavine 2,8 mg, niacine 0,2 mg, acide ascorbique 59 mg (LEUNG *et al.*, 1968). Comparé à d'autres légumes-fruits charnus (tomate, aubergine), le gombo est particulièrement riche en Ca et en acide ascorbique. Les glucides sont présents principalement sous forme de mucilage.

Les principaux composants sont le galactose (25%), le rhamnose (22%), l'acide galacturonique (27%) et des acides aminés (11%). Le mucilage est très soluble dans l'eau. Les graines de gombo contiennent environ 20% de protéines (dont la composition en acides aminés est comparable à celle des protéines du soja), et 20% de lipides (dont la composition en acides gras est comparable à celle de l'huile de graines de coton). Les fibres de l'écorce sont faciles à extraire.

4.9- Usages

- ✓ Les jeunes fruits immatures constituent un légume important, que l'on consomme bouilli ou frit. En Afrique de l'Ouest, ils sont généralement bouillis pour faire des soupes et des sauces gluantes (HEDRIC, 1972). On peut les conserver par séchage, entiers ou coupés en tranches, ou encore par saumurage.
- ✓ Les fruits mûrs renferment 50 à 90 graines qui constituent une source d'huile à usage comestible après raffinage. Après le pressage des graines, le tourteau contient environ 30 % de protéines. Les propriétés colloïdales de la poudre de graines permettent, par rétention des impuretés, de remplacer le sulfate d'aluminium dans la purification de l'eau (VAIDYA et NANOTI, 1989).
- ✓ Le produit séché est généralement broyé en poudre avant d'être vendu. Les graines torréfiées de gombo sont employées dans certaines régions comme substitut du café (KOMAROV, 1968).
- ✓ Les jeunes feuilles sont couramment consommées comme épinard. Le feuillage est parfois utilisé comme aliment pour le bétail (MARTIN, 1982).
- ✓ La tige est constituée de fibres qui mènent à l'obtention de pâte à papier mais aussi, par tressage, à des cordes et des sacs. Les fibres de l'écorce sont utilisées pour la confection de lignes de pêche et de pièges à gibier. On peut en confectionner des cordes, et l'utiliser pour la fabrication de papier et de carton (MARTIN, 1982).

-
- ✓ Le mucilage du gombo est utilisé comme agent de collage pour la fabrication de papier glacé, ainsi qu'en confiserie.
 - ✓ Les racines sont très riches en mucilage, ayant une forte action adoucissante (GRIEVE, 1984). Le mucilage peut être utilisé comme substitut du plasma sanguin, ou pour accroître le volume sanguin (CHOPRA *et al.*, 1986) Une infusion des racines peut être utilisée pour le traitement de la syphilis.
 - ✓ Les feuilles sont parfois utilisées comme base de cataplasme, comme émollient, sudorifique ou antiscorbutique, et pour traiter la dysurie (LUST, 1983).
 - ✓ Une décoction de capsules immatures est adoucissante, diurétique et émollente. Des essais effectués en Chine indiquent qu'un extrait alcoolique de feuilles d'*Abelmoschus* est susceptible d'éliminer les radicaux libres d'oxygène, de soulager les maladies rénales tubulaires interstitielles, d'améliorer les fonctions rénales et de réduire la protéinurie (CHOPRA *et al.*, 1986).
 - ✓ Les graines sont antispasmodiques et stimulantes. Une infusion de graines a des propriétés sudorifiques (CHOPRA *et al.*, 1986).

CHAPITRE II – MATERIEL ET METHODES

1. Matériel végétal

Les semences utilisées dans les essais de germination ont été collectées dans la région de Nechmaya, Wilaya de Guelma se situant au Nord-Est Algérien. Les graines utilisées dans cette expérimentation sont prélevées de la collection du laboratoire de Physiologie Végétale de l'Université d'Oran I Ahmed Ben Bella.

2. Etudes des paramètres de germination

2.1. Préparation des semences

Dès la récolte, les graines sont entreposées à l'obscurité à 5°C pour la levée de la dormance. Au bout de 6 mois environ les graines sont prêtes pour les manipulations. Les graines sont désinfectées à l'hypochlorite de sodium à 1% en les trempant pendant 3 minutes, puis rincées à l'eau distillée pour éliminer les traces du chlore.

Les graines servant pour les essais de germination sont réparties en lots de 10 graines (Figure 1, annexe 2), disposées dans des boîtes de pétri stériles de 10 cm de diamètre sur de deux couches de papier filtre préalablement stérilisés.

Les boîtes de pétri sont disposées dans une étuve dotée d'un thermostat assurant une stabilité thermique convenable ($\pm 1^\circ\text{C}$).

Dans notre cas, nous avons considéré qu'une graine a germé lorsque la radicule a percé l'enveloppe et est devenue visible à l'œil nu selon la définition de Come (1970).

Au cours des observations, nous avons pris le soin d'imbiber le milieu de culture en arrosant dès que nécessaire. L'ambiance de l'étuve est maintenue humide en plaçant dans le fond de celle-ci un bac plein d'eau et elle est réglée à 25°C.

2.2. Application des traitements salins

Dans chaque boîte de Pétri, sont versés 10 ml d'eau distillée pour les graines témoins et 10 ml de solution saline pour les graines traitées à différentes concentrations de NaCl et NaCl+CaCl₂ (50, 200 meq.l⁻¹). Dès l'apparition de la pointe de la radicule à travers les enveloppes, nous avons procédé régulièrement au comptage des graines germées. Lorsque le taux de germination se stabilise, nous avons achevé nos observations.

2.3. Paramètres de germination

- Précocité de germination

En générale, chaque espèce dispose d'une précocité de germination spécifique à

sa nature, car même placée dans les mêmes conditions expérimentales, le début d'apparition de la radicule à travers les téguments n'aura pas lieu en même temps chez toutes les graines (RENARD, 1975).

Ce paramètre est déterminé lorsque nous observons les premières graines germées. Dans ce cas, la précocité de la germination est exprimée par le taux des premières graines germées correspondant à l'intervalle de temps entre le semis des graines et les premières graines germées (BELKHODJA, 1996).

-Durée de germination

D'après AISSA (1981), la durée de germination est variable selon les caractéristiques biologiques de la graine, les techniques utilisées et les conditions de germination. La durée de germination est le temps (en jours) imparti entre les premières graines germées et la fin de la germination.

- Estimation du taux de germination

Sur la base du nombre total de graines utilisées (Nt), nous calculons le pourcentage des graines en germination (Ni) selon la relation : $Tg = Ni \times 100 / Nt$ (Tg : Taux de germination).

- Taux final de germination

Ce taux est obtenu par l'addition des taux quotidiens des graines germées dès le début jusqu'à la fin de la germination.

3. Etude des paramètres physiologiques et biochimiques au stade végétatif

3.1. Préparation des pots et du sol

Deux types de pots sont utilisés, les alvéoles pour la germination des graines, où après 25 jours de semi, les jeunes plantules arrosées chaque trois jour, par alternance d'eau distillée et de solution nutritive de HOAGLAND (1938) et les pots moyens de 13.8 cm de haut et 16 cm à la base, sont retenus pour la culture des plantes.

Pour une meilleure aération, chaque pot a été perforé à sa base ; ensuite le substrat d'un poids de 1380 g composé d'un mélange de sable + terreau (1V terreau + 2V sable) est versé dans chaque pot.

3.2. Dispositif expérimental

Pour chaque traitement on a réalisé 10 pots : [(4 traitements) × 10 + 10 témoin] = 50 dans l'ensemble (Figure 2, annexe 2).

Les plantes âgées de 90 jours sont traitées par les solutions salines suivantes :

- Une solution saline composée de NaCl à 50 et 200 meq.l⁻¹ d'eau distillée ;
- Une combinaison de NaCl + CaCl₂ à 50 et 200 meq.l⁻¹ d'eau distillée.

L'arrosage des plantes est réalisé en tenant compte de la capacité de rétention du substrat calculé de la manière suivante :

Nous avons déposé 100 g de sol (P1) dans un petit pot en plastique perforé à sa base, le tout est posé dans une boîte de pétri, ensuite l'eau est versée dans le pot jusqu'à saturation, ce dernier est déposé sur la paille pour décantation ; au bout de 24h, le pot et le sol sont pesés, le poids est égal à 129.4 (P2) :

- Soit $P1 - P2 = 29.4$ g (densités de l'eau = 1) d'où le volume d'eau pour 100 g. de terre est égal à 29.4 ml.

- Il faut réduire le poids du pot = 4g soit le volume final de l'eau est de 25.4 ml pour 100 g de terre.

Nous avons pour 100g de terre 25.4 ml d'eau, pour 1380 g de terre le volume est de 350.52 ml d'eau utilisé, pour l'arrosage de chaque plante à 100% de la capacité de rétention du sol.

4. Analyses et mesures au stade végétatif

4.1. Mesure de la partie aérienne et souterraine

Vers la fin du traitement on enlève la plante du pot et on sépare la partie aérienne de la partie racinaire, on les lave et on procède à la mesure de la longueur de chaque partie avec une règle graduée et on pèse les deux parties séparément avec une balance de précision.

4.2. La teneur relative en eau (RWC)

La teneur relative en eau est exprimée par rapport à la matière végétale sèche. L'avant dernière feuille est excisée à sa base et immédiatement pesée.

Le poids frais initial (Pfi) est déterminé. La partie excisée est trempée dans un tube à essais contenant de l'eau distillée. L'ensemble est placé à l'obscurité à une température de 4°C pendant 12heures. Les feuilles sont à nouveau pesées, le poids en pleine turgescence (Ppt) est évalué.

Le poids sec (Ps) est obtenu par passage à l'étuve pendant 48h, à une température de 80°C. La teneur relative en eau est estimée par l'équation suivante :

$$\text{TRE en \%} = (\text{Pfi} - \text{Ps} / \text{Ppt} - \text{Ps}) \times 100$$

4.3. Le taux de déperdition d'eau (RWL)

Il est réalisé selon la méthode de LADIGE (1975) selon l'équation suivante :

$$RWL_{60} = \frac{P_{fi} - P_{60}}{SF \times T_{60}}$$

$$RWL_{120} = \frac{P_{fi} - P_{120}}{SF \times T_{120}}$$

P_{fi} = est le poids frais initial ; P_{60} = est le poids des feuilles après une heure ; P_{120} = est le poids des feuilles après deux heures ; SF = surface foliaire.

4.4. La teneur en chlorophylle

L'extraction de la chlorophylle est réalisé selon la méthode de LICHTENTHALER (1987), au niveau de l'avant dernière feuille. Cette méthode nous permet de déterminer les teneurs en chlorophylle a, chlorophylle b et caroténoïdes.

L'extraction est faite sur un échantillon de 100mg de matière fraîche coupée en petits morceaux dans des tubes à essais et on ajoute 10ml d'acétone à 95% à 4°C dans l'obscurité pendant 48heures. On procède à la lecture des densités optiques des solution avec un spectrophotomètre, à des longueurs d'ondes respectives de 663, 645 et 740nm, qui correspondent aux piques d'absorptions de la chlorophylle a, chlorophylle b et des pigments caroténoïdes. Les dosages sont exprimés en mg/ml et calculés selon les formules suivantes :

$$\text{Chl a} = 9,78 \text{ DO}_{663} - 0,99 \text{ DO}_{645} ; \text{Chl b} = 21,42 \text{ DO}_{645} - 4,65 \text{ DO}_{663} ;$$

$$\text{Caroténoïdes} = (1000 \cdot \text{DO}_{740} - 1,9 \text{ Chl a} - 63,14 \text{ Chl b}) / 214.$$

4.5. La teneur en acides aminés, sucres solubles et mucilages

La méthode de dosage est la Chromatographie en phase liquide à haute performance (HPLC). La chromatographie est une méthode qui permet la séparation des constituants d'un mélange même si il est très complexe.

Nous avons utilisé un appareil de CLHP Hewlett-Packard, modèle HP 1050, muni d'un système de prélèvement automatique de 21 échantillons et d'un système de pompes HP 1050. À l'aide d'un spectrofluorimètreJasco, modèle 821-FP, un système d'acquisition de données (logiciel) HP chemstation.

Les chromatogrammes sont enregistrés par ordinateur et les surfaces des pics sont calculées automatiquement à partir de solution de référence de teneurs connues.

L'extraction de ces paramètres biochimiques se fait par l'éthanol puis à l'eau, à partir de poudre végétale obtenue après lyophilisation (HUBAC *et al.*, 1969).

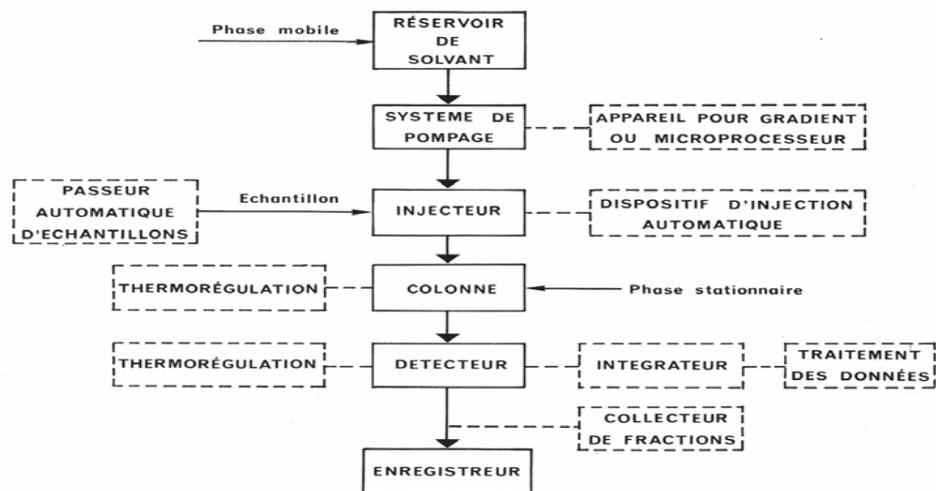


Figure7- Principe de fonctionnement de HPLC.

- Extraction des acides aminés des racines et des feuilles

L'extraction des acides aminés se fait à partir de poudre végétale obtenue après lyophilisation.

- 1 g de matière sèche sont broyés et homogénéisés 5 min à 4°C dans 5 ml d'éthanol à 90%, le tout est centrifugé 10 min à 15000 g,
 - l'extraction est répétée deux fois avec l'éthanol à 80 % et 70 %,
 - les extraits mélangés sont gardés à froid,
 - la composition de la solution de référence est composée de 6 acides aminés : acide aspartique, arginine, proline, méthionine, histidine et valine.
 - le mélange est injecté automatiquement dans la colonne.

- Extraction des sucres solubles des feuilles et des racines

Sur 0,8 g du poids sec des feuilles et des racines sont ajoutés 8 ml d'éthanol à 80%, le tout est évaporé à sec au rota vapor, puis repris par de l'eau.

La chlorophylle est éliminée par passage sur une colonne SEP PAK C18. A nouveau évaporé à sec à 70 °C, l'extrait est dissout dans de l'eau, puis dans l'acetonitrile à 75% avant d'être injecté.

La composition de la solution de référence est composée de trois sucres solubles : glucose, fructose et saccharose.

- Extraction des polysaccharides dans les mucilages

L'extraction a été effectuée à température ambiante sur une poudre sèche des tiges et des racines préparées préalablement, dispersée dans de l'eau distillée (1/20) (p/v).

Après agitation pendant 3 h, les mélanges ont été filtrés successivement à travers d'une passoire fine pour retirer les débris macroscopiques insolubles et filtrés à travers des filtres en verre fritté de porosité 1 (10-16 microns).

Les solutions claires ont été précipitées avec 3 volumes d'éthanol (96%) et lavées avec de l'acétone. Les polysaccharides précipités sont filtrés et stockés dans un dessiccateur à la température ambiante. La solution en référence est composée de galactose, rhamnose et acide galacturonique.

4.6. La teneur en protéines solubles

Le dosage des protéines est effectué selon la technique de BRADFORD (1976) qui repose sur le principe qu'une solution d'acide de bleu de Coomassie est absorbée au maximum à 595 nm, lorsqu'elle fixe des protéines. Cette technique est rapide, reproductible ; la coloration est stable pendant 1 heure.

✓ Préparation des extraits protéiques

- de chaque organe de la plante on prend 1 g de poids frais,
- le broyage des échantillons est réalisé à l'aide de l'azote liquide où le mortier est maintenu sur de la glace pilée, pendant toute la manipulation,
- sur le broyat, 300 ml de tampon d'extraction (citrate-phosphate pH=6,8) sont ajoutés,
- mélanger au vortex incubé sur la glace pendant 30min
- la solution obtenue est centrifugée à 15000 tours pendant 30 min à 4°C,
- le surnageant est filtré à l'aide d'un papier filtre,
- l'extrait obtenu est centrifugé une deuxième fois à 15000 tours pendant 30 min.

✓ Préparation du réactif

Le réactif de BRADFORD (1976) est composée de :

100 mg de Bleu de Coomassie G250, 50 ml d'éthanol à 95°, 100 ml d'acide phosphorique à 85% et on ajuste à 1000 ml avec de l'eau distillée.

✓ dosage

À l'aide d'un spectrophotomètre la quantité des protéines de l'échantillon est déterminée par référence à une courbe d'étalonnage établie avec le sérum albumine bovine.

Après l'étalonnage de l'appareil et la réalisation de la courbe (Figure 3, annexe 2) on procède au dosage où on verse dans un tube à essais 50 µl de l'extrait protéique et 2 ml de réactif de Bradford. Après 5 min on mesure l'absorbance à 595 nm.

4.7. La teneur en sels minéraux

Pour effectuer le dosage des ions potassium (K^+) et sodium (Na^+), les parties souterraines, sont soigneusement lavées à l'eau distillée pour éliminer toutes traces de milieu de culture. L'échantillon est égoutté puis mis à sécher dans une étuve à une température de 80°C pour une durée de 48 heures. Les échantillons sont broyés et prêt pour le dosage.

➤ **Dosage du Na^+**

A 200 g de poudre, on ajoute 15 ml HCl à 0,5N et on laisse macérée pendant 48h, la solution est filtrée puis complétée à 100ml.

➤ **Dosage du K^+**

15ml acide perchlorique 0,5N sont ajoutés à 200g de poudre végétales, le tout est chauffé dans un bain marie à 70°C pendant 10min, après refroidissement la solution est centrifugée à 9000tours pendant 10min.

Les dosages des sels minéraux sont effectués au spectrophotomètre à flamme.

5. Analyse statistique

Tous les traitements statistiques et la gestion des données de l'ensemble des résultats quantitatives obtenus ont été réalisés au moyen des logiciels : SPSS (2013) et Microsoft Excel (2010).

1. REPONSES PHYSIOLOGIQUES d'*Abelmoschus esculentus* L. A LA SALINITE

1.1. Précocité de la germination des graines

La germination des graines baisse lorsque la salinité augmente de concentration (fig.8). En effet, les graines les plus précoces à germer sont celles imbibées à l'eau distillée puisque les taux les plus élevés sont obtenus (90%) dès le 2ème jour après le semis.

Lorsque la solution au NaCl est appliquée à 50 meq.l⁻¹, la réponse des premières graines démarrent leur germination avec un taux de 80% durant le même temps. Dès que la concentration du milieu salin double, la réaction des graines se manifeste toujours dès le 2ème jour mais avec des taux plus réduits de 6% pour le traitement à 200 meq.l⁻¹ de NaCl.

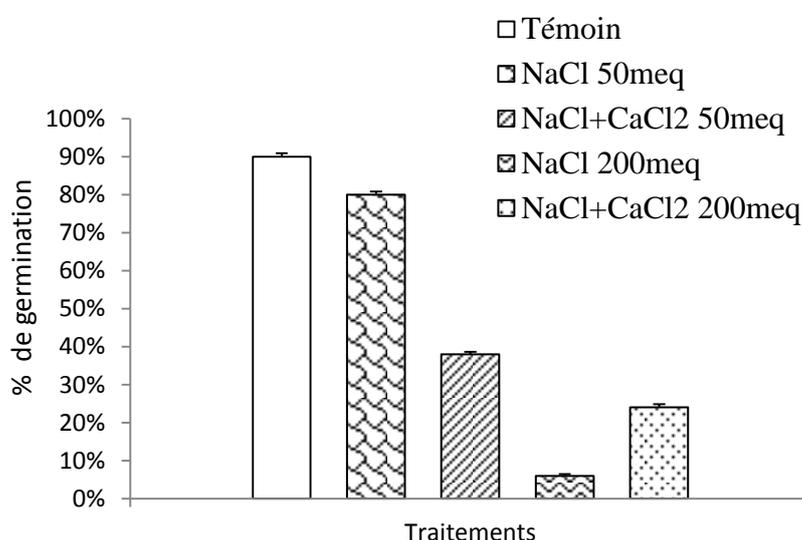


Figure 8 – Précocité de la germination (%) des graines d'*Abelmoschus esculentus* L. sous traitements salin NaCl et NaCl + CaCl₂.

Les graines du gombo ont un comportement différent lorsqu'elles sont arrosées à la solution saline au NaCl+CaCl₂. Sous ces conditions, le temps mis pour observer les premières germinations dure trois jours avec des taux différents variant avec la concentration de la solution saline. Sous le traitement salin à 50 meq.l⁻¹, le taux de germination ne dépasse pas les 38%, alors qu'il arrive à peine à 24% lorsque le milieu double de concentration en NaCl+CaCl₂.

Selon le test de Student (tableau 1), la différence du taux de germination est hautement significative par rapport au témoin aussi bien pour les graines arrosées à la solution saline au NaCl que pour celles stressées au NaCl+CaCl₂.

Tableau 1- Test statistique des taux de germination au seuil de signification de 5% pour les graines d'*Abelmoschus esculentus* L. traitées au NaCl et NaCl + CaCl₂.

Traitements	Témoin	50meq	200 meq
Taux de germination(%)			
Sous traitement salin au NaCl	90 ± 0.94	80 ± 0.81 *	6 ± 0.51 **
Sous traitement salin au NaCl + CaCl ₂	90 ± 0.94	38 ± 0.42 * *	24 ± 0.78 * *

* : Effet significatif de la salinité sur la germination des graines.

1.2- Cinétique de la germination des graines

Pour les graines témoins et celles recevant la solution saline au NaCl à 50 meq.l⁻¹, la germination démarre le 2^{ème} jour après le semis avec des taux respectifs de 90% et 80 % pour atteindre 96 % pour les deux lots dès le 3^{ème} jour (fig.9).

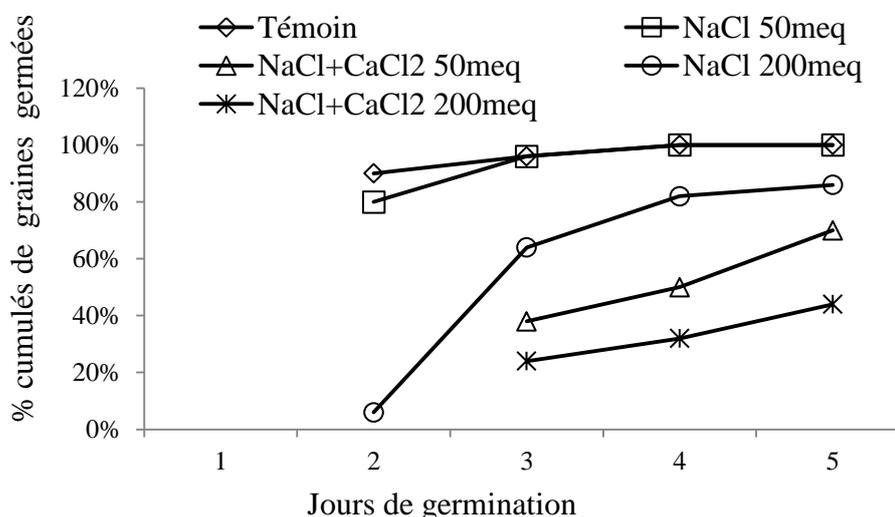


Figure 9– Cinétique de germination (%) des graines d'*Abelmoschus esculentus* L. sous NaCl et NaCl + CaCl₂.

Pour les graines traitées au NaCl+CaCl₂ la germination des graines ne démarre que dès le 3^{ème} jour après le semis où le taux cumulé des graines germées suit une progression lente pour se stabiliser à partir du 5^{ème} jour avec 70% pour les graines traitées à 50 meq.l⁻¹ et 44% pour les graines recevant 200 meq.l⁻¹.

1.3- Taux finaux de germination des graines

Toutes les graines témoin ont germé; dès qu'elles reçoivent la salinité à 50 meq.l⁻¹ de NaCl, la germination s'achève aussi pour l'ensemble des graines. Par contre, lorsque la salinité au NaCl à 200 meq est apportée aux graines, le taux final oscille autour de 86%. Ce taux baisse jusqu'à 44% dès que le milieu au NaCl est additionné de CaCl₂, soit 200 meq.l⁻¹ NaCl + CaCl₂ respectivement.

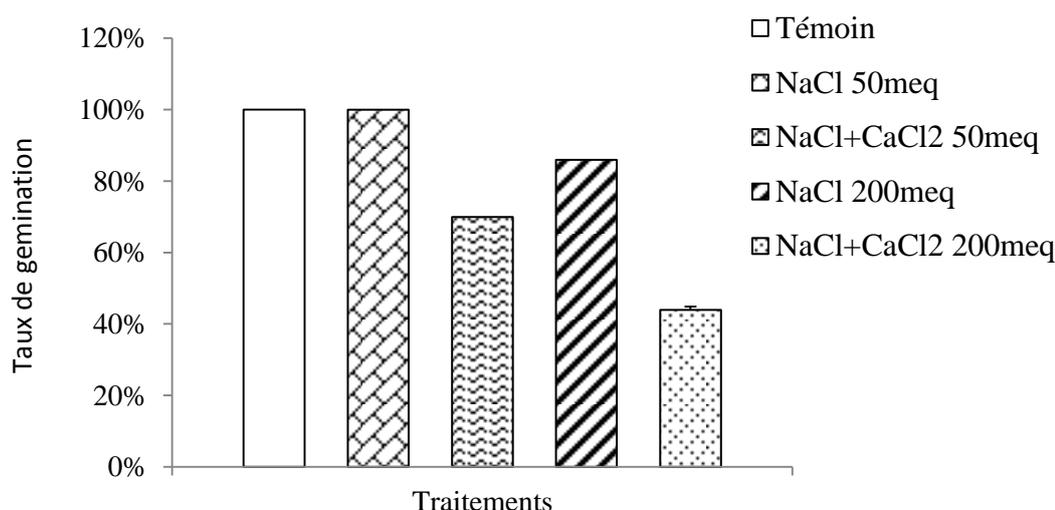


Figure 10– Taux finaux de germination des graines d'*Abelmoschus esculentus* L. sous traitements salin au NaCl et NaCl + CaCl₂ après 5 jours de semis.

Tableau 2- Test statistique du taux final de germination au seuil de signification de 5% pour les graines d'*Abelmoschus esculentus* L. traitées au NaCl et NaCl + CaCl₂.

Traitement	Témoin	50meq	200meq
Taux de germination(%)			
au NaCl	100	100	86 ± 0.7 *
au NaCl + CaCl ₂	100	70 ± 0.0*	44± 0.009*
		*	*

Selon le test de Student (tableau 2), la différence du taux de germination est non significative par rapport au témoin pour les graines arrosées à la solution saline au NaCl à 50 meq.l⁻¹.

Néanmoins, cette différence est hautement significative chez les graines stressées au NaCl à 200 meq.l⁻¹ et les concentrations du traitement salin au NaCl + CaCl₂.

1.4- Teneur relative en eau (TRE) ou Relative Water Content- R.W.C des plantes traitées au NaCl et NaCl + CaCl₂

L'action de la salinité sur la teneur relative en eau est remarquable, la figure 11 révèle que l'augmentation du traitement salin sur les plantes s'accompagne d'une diminution du niveau d'hydratation. En absence de la salinité les plantes présentent une TRE de 26.80 %.

Chez les plantes traitées à la salinité au NaCl+CaCl₂, le taux se réduit à la moitié à 50 meq.l⁻¹, soit 12,52 % et à 14,01 % à 200 meq.l⁻¹.

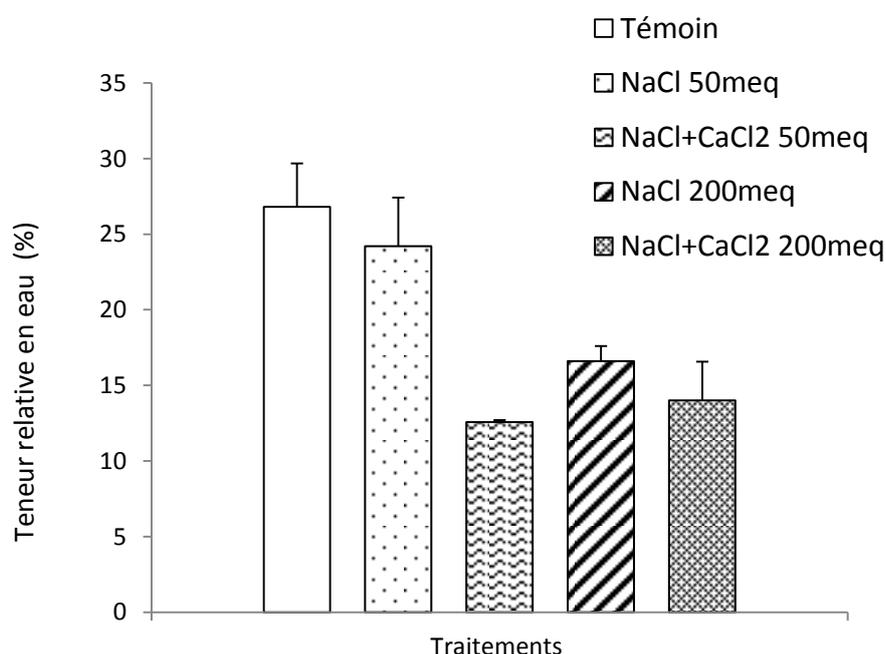


Figure 11- Teneur relative en eau (%) des plantes âgées de 90 jours du semis et après une semaine de traitements au NaCl et au NaCl + CaCl₂.

Pour le traitement salin au NaCl il faut remarquer la même action dépressive de la salinité sur la TRE où les valeurs ont diminué chez les plantes traitées à 50 et 200 meq.l⁻¹ les valeurs sont respectivement de 24.21 % et 16.61 %.

L'étude statistique (tableau 1, annexe 3) révèle que la salinité influe de façon importante sur ce paramètre où les plantes témoins présentent des variabilités par rapport aux plantes stressées au NaCl et NaCl + CaCl₂ à différents niveaux.

1.5- Taux de déperdition de l'eau (TDE) ou (RWL) des plantes traitées au NaCl et NaCl + CaCl₂.

Les mesures de transpiration sont effectuées après une semaine de stress après 60 mn et 120 min. La figure 12 matérialisant l'évolution de la transpiration (RWL) montre que ce paramètre augmente durant cette durée de mesure. A 60 min, le RWL indique 0.328 mg . cm⁻² . mn⁻¹ pour les plantes témoins, 0.394 mg . cm⁻² . mn⁻¹ pour les plantes traitées au NaCl à 50 meq.l⁻¹ et 0.58mg . cm⁻² . mn⁻¹ chez celles traitées à 200 meq.l⁻¹.

Pour l'ensemble des traitements les plantes réagissent en intensifient leur transpiration à partir de la 60^{ème} min.

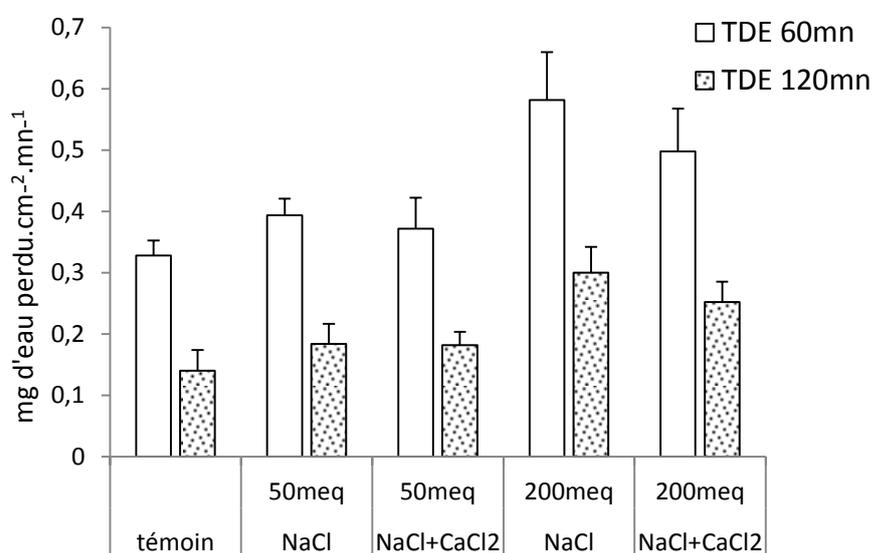


Fig.12- Taux de déperdition de l'eau (TDE) mesuré à 60 min et 120 min de l'avant dernière feuille d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements salins.

A la fin de l'expérience c'est-à-dire au bout de 120 min nous constatons les valeurs suivantes 0.41 ; 0.18 ; 0.3 pour les traitements respectifs (témoin, 50meq.l⁻¹ et 200 meq.l⁻¹) et 0.25 mg . cm⁻² . mn⁻¹ pour le traitement 200 meq.l⁻¹ de NaCl + CaCl₂.

Les comparaisons des moyennes réalisées au seuil 5% (tableau 2, annexe 3), montrent que la contrainte saline imposée aux plantes influence le taux de déperdition d'eau par les feuilles (RWL). Les valeurs enregistrées à partir des plantes stressées après 60 mn et 120 mn sont toutes significatives par rapport aux feuilles des plantes témoins.

1.6- Teneur en chlorophylles des feuilles d'*Abelmoschus esculentus* L. sous traitements salins

La teneur en chlorophylle a des feuilles des plantes témoins (fig.13) est toujours supérieur par rapport à la chlorophylle b et les caroténoïdes, on enregistre $4,99 \text{ mg.l}^{-1}$ contre $2,73 \text{ mg.l}^{-1}$ et $2,33 \text{ mg.l}^{-1}$ respectivement.

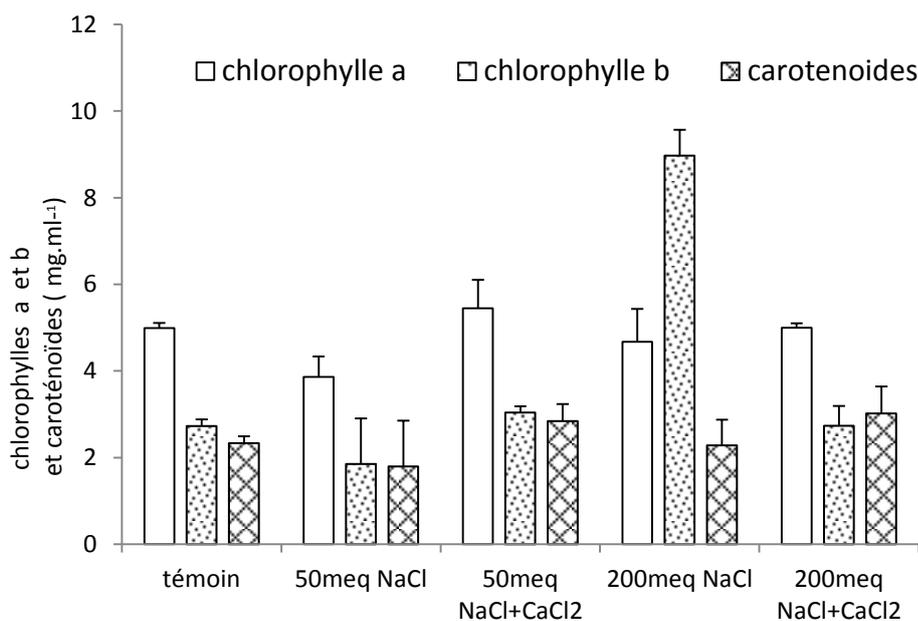


Fig.13- Teneurs en chlorophylles a, b et caroténoïdes des feuilles des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements salins.

L'évolution de la teneur en chlorophylle a et des caroténoïdes montrent que ces paramètres ne sont pas influencés par la salinité où la légère augmentation ou diminution des teneurs est non significative.

Pour le traitement salin au NaCl à 50 meq.l^{-1} les valeurs enregistrées montrent une diminution de la teneur en chlorophylle a à $3,82 \text{ mg.l}^{-1}$ et une augmentation de la chlorophylle b à $8,97 \text{ mg.l}^{-1}$ pour les feuilles traitées à 200 meq.l^{-1} de NaCl.

L'analyse de la variance (tableau 3 et 4, annexe 3), révèle un effet non significatif du sel sur la teneur en chlorophylle totale, que ce soit au traitement salin au NaCl ou NaCl+CaCl₂, sauf pour le traitement salin à 50 meq.l^{-1} de NaCl où on remarque une diminution significative au niveau du taux de la chlorophylle a.

1.7- Croissance des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L.

Les résultats sur les plantes témoins montrent qu'après 90 jours de culture, la hauteur moyenne des tiges est d'environ 26 cm, la longueur moyenne des racines de 10.56 cm et une surface moyenne des feuilles de 4.23 cm².

Ces résultats varient significativement en présence de sel (tableau 5, annexe 3), en effet il est observé une diminution de la partie aérienne de la plante, surtout la croissance en longueur des tiges (24 et 22 cm) et la surface foliaire (4.21 et 2.41 cm²) des plantes traitées à 50 et 200 meq.l⁻¹ de NaCl.

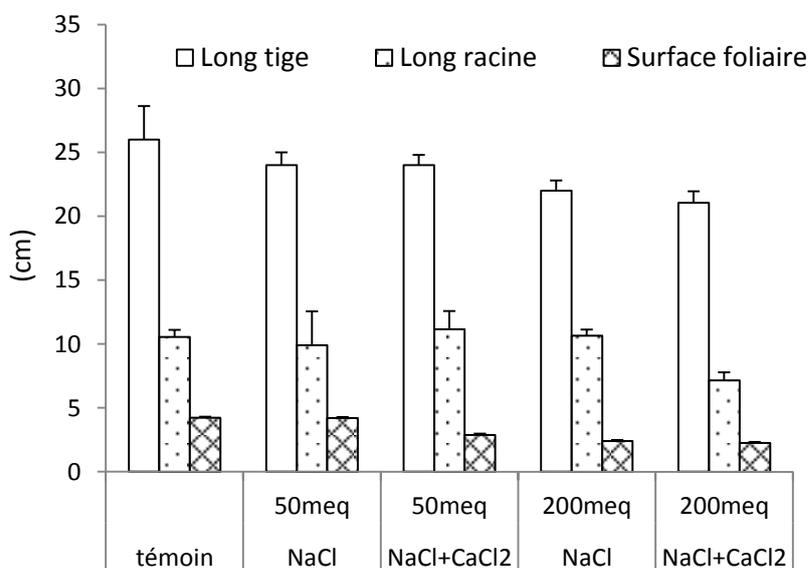


Fig. 14- Variations de la croissance exprimée en longueur (cm) des tiges et des racines et la surface foliaire des plantes sous différents traitements salins.

Chez les plantes traitées aux NaCl + CaCl₂ (tableau 6, annexe 3), une diminution significative de la longueur des tiges est également enregistrée variant de 24 cm à 21.07 cm ; il en est de même pour la surface foliaire de 2.89 et 2.56 cm² sous les traitements salins à 50 meq.l⁻¹ et 200meq.l⁻¹ de NaCl + CaCl₂.

Au niveau des racines, une légère modification par rapport aux autres organes s'est manifestée chez les plantes soumises au NaCl + CaCl₂ à 50 meq.l⁻¹ et à 200meq.l⁻¹ (9.9 cm et 7.16 cm).

2- REPONSES BIOCHIMIQUES d'*Abelmoschus esculentus* L. A LA SALINITE

2.1- Variations des teneurs en acides aminés

Les résultats montrent une accumulation des acides aminés dans les racines des différents traitements (Fig.15). Il faut remarquer que dans les plantes témoins, l'arginine et la proline s'accumulent plus dans la partie racinaire (45.8 et 38 ug.g⁻¹ de PS) contre 31.8 et 21 ug.g⁻¹ de PS dans les feuilles.

L'acide aspartique, valine, méthionine et histidine enregistrent également des teneurs élevées dans les racines (26.4, 25.6, 5.8, 19.9 ug.g⁻¹ de PS) par rapport à celles des feuilles (20.8, 21.7, 31, 17.9 ug.g⁻¹ de PS).

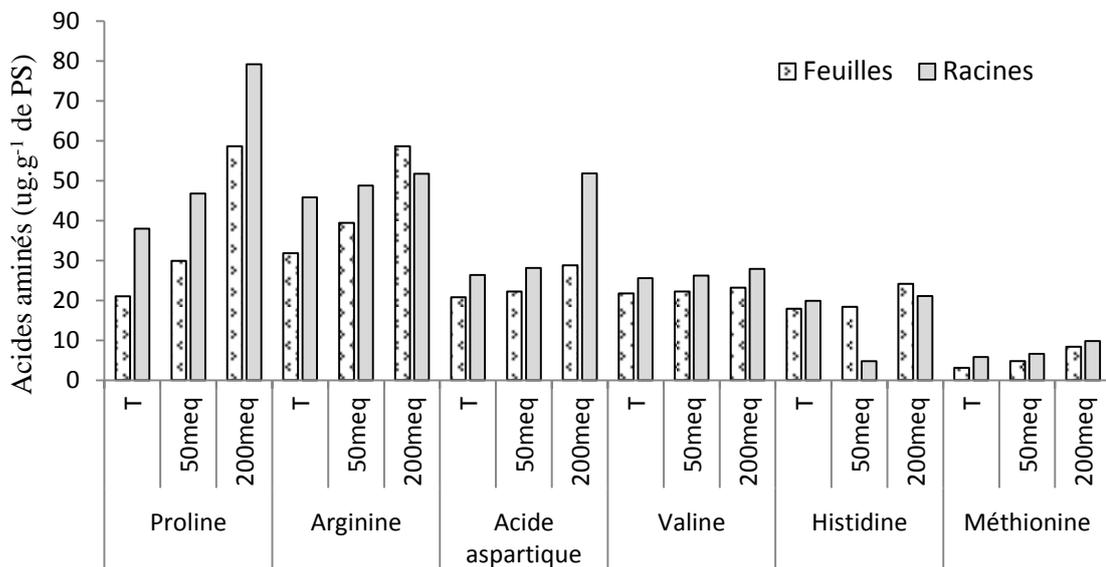


Fig.15- Teneurs en acides aminés des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitement au NaCl.

- Sous traitement salin au NaCl

On remarque un effet exalté du sel sur les organes de la plante (tableau 7, annexe 3), en effet une augmentation des teneurs en acides aminés des feuilles et des racines est enregistrées, le taux de proline et d'arginine passe de 21 et 31.8 ug.g⁻¹ PS pour les feuilles des plantes témoins à 29.9 et 39.4 ug.g⁻¹ de PS pour les feuilles traitées à 50 meq.l⁻¹, le taux des autres acides aminés : valine, acide aspartique, méthionine et histidine augmente également à 22.2, 22.2, 4.8 et 14.8 ug.g⁻¹ de PS respectivement.

Les plantes traitées à 200 meq.l⁻¹ de NaCl enregistrent de forte accumulation en acides aminés, mais elle reste toujours plus importante au niveau des racines où les teneurs en proline, arginine et acide aspartique arrivent à 79.2, 69.2 et 51.8 et à 58.6, 51.7 et 28.8 ug.g⁻¹ de PS pour les feuilles. Pour l’histidine, valine et méthionine des augmentations de leurs teneurs sont également enregistrés (21.1, 23.2 et 4.8 ug.g⁻¹ de PS) pour les feuilles et 28.8, 27.9 et 9.8 ug.g⁻¹ de PS au niveau des racines.

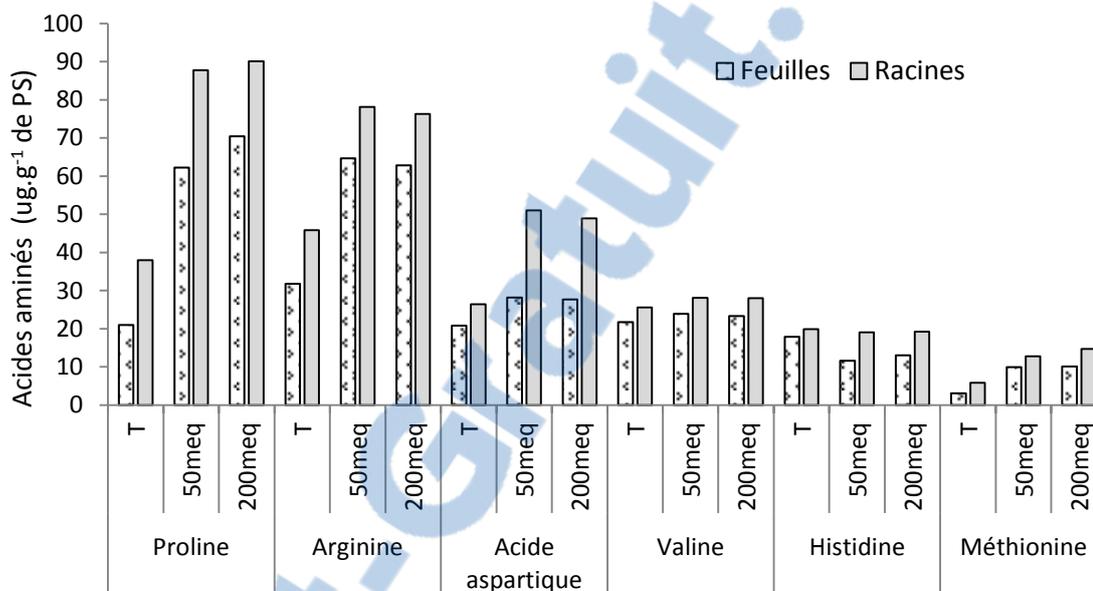


Fig.16- Teneurs en acides aminés des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitement au NaCl.+CaCl₂.

- Sous traitement salin au NaCl+CaCl₂

Sous ce traitement (Fig.15), l’accumulation de la proline et de l’arginine est très importante, surtout dans les racines (87.8 et 78.1 ug.g⁻¹ PS) que dans les feuilles (62.2 et 64.7 ug.g⁻¹PS). Par contre dans les feuilles un enrichissement en acide aspartique, en valine, en méthionine et en histidine est enregistré (28.2, 23.9, 9.9 et 11.6 ug.g⁻¹ PS) ainsi que dans les racines où les teneurs sont plus importantes (51, 28.1, 12.8 et 19.1 ug.g⁻¹ de PS).

Les racines des plantes traitées à 200 meq.l⁻¹ NaCl+CaCl₂ enregistrent les teneurs les plus élevés en proline (90.1 ug.g⁻¹ PS) ; dans les feuilles on note également une forte accumulation de la proline (70.4 ug.g⁻¹ de PS).

Les autres acides aminés tels que l’acide aspartique, arginine, méthionine, histidine et valine enregistrent également une augmentation de leurs teneurs aussi bien dans les feuilles (27.7, 62.8, 10.1, 13 et 2.33 ug.g⁻¹ de PS) que les racines (48.9, 76.3, 14.7, 19.2 et 28 ug.g⁻¹ de PS).

L'analyse de la variance (tableau 7 et 8, annexe 3), révèle un effet significatif du sel sur l'accumulation des acides aminés, que ce soit au traitement salin au NaCl ou NaCl+CaCl₂. L'étude statistique entre les différents organes de la plante révèle que la teneur en acides aminés des racines des plantes sous traitements salins au NaCl et NaCl+ CaCl₂ présente des différences significativement supérieures à celle des feuilles.

2.2- Teneurs en sucres solubles des plantes traitées aux sels

Le traitement par la salinité provoque une augmentation des teneurs en sucres solubles dans toute la plante (Fig. 17).

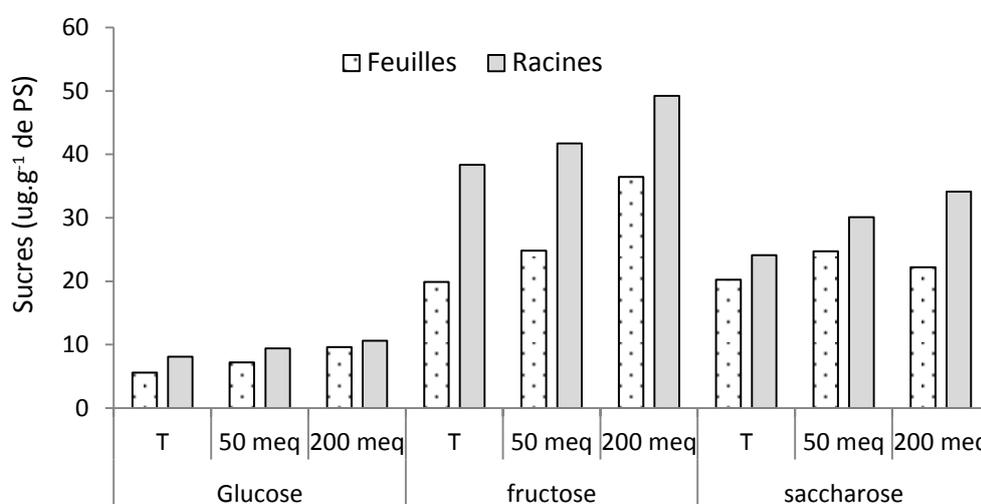


Fig.17- Teneurs en sucres solubles des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements au NaCl.

Les valeurs les plus élevées en fructose, saccharose et glucose sont enregistrées dans les racines (31.8, 24.1 et 8.1 µg.g⁻¹ de PS) contre 19.9, 20.2 et 5.6 µg.g⁻¹ de PS dans les feuilles.

- Sous traitement salin au NaCl

Une augmentation de la teneur en sucres solubles dans les feuilles et les racines des plantes traitées à 50 meq.l⁻¹ est enregistrée. Ces teneurs passent dans les feuilles de 7.2, 24.2 et 24.7 µg.g⁻¹ de PS pour le glucose, fructose et saccharose respectivement, à 9.4, 41.7 et 30.1 µg.g⁻¹ de PS dans les racines.

Une progression de la teneur en sucres solubles est également observée pour les plantes traitées à 200 meq.l⁻¹ dans les feuilles, où cette augmentation arrive à 9.4, 36.4 et 22 µg.g⁻¹ de PS en glucose, fructose et saccharose et qui reste plus importante dans les racines (10.6, 49.2 et 34.1 µg.g⁻¹ de PS).

-Sous traitement salin au NaCl+CaCl₂

Une légère accumulation en sucre solubles est enregistrée dans les feuilles traitées à 50 meq.l⁻¹ (Fig. 18), par contre dans les racines une forte accumulation en fructose (46.1 ug.g⁻¹ de PS) et en saccharose (31.5 ug.g⁻¹ de PS) est observée. Lorsque les plantes sont alimentées à 200 meq.l⁻¹, les sucres solubles augmentent sensiblement dans les racines sans différences importantes avec les racines des plantes témoins et passe à 8.9, 39.2 ug.g⁻¹ de PS et 32 ug.g⁻¹ de PS pour le glucose, fructose et saccharose respectivement.

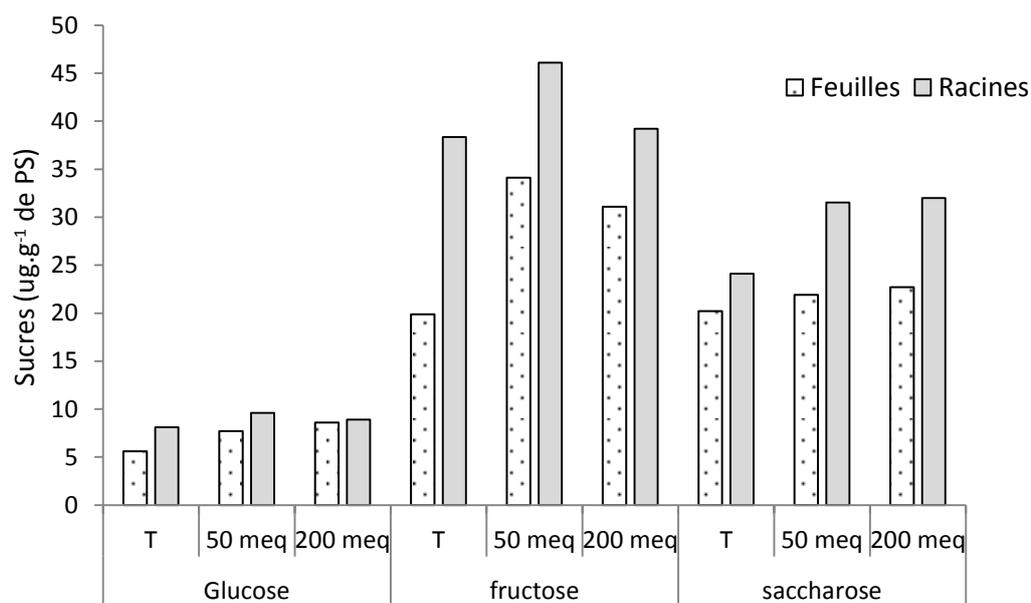


Figure 18- Teneurs en sucres solubles des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements au NaCl+CaCl₂.

L'analyse de la variance (tableau 9 et 10, annexe 3), révèle un effet significatif du sel sur la teneur en sucres, que ce soit au traitement salin au NaCl ou NaCl+CaCl₂. L'étude statistique entre les différents organes de la plante révèle que la teneur en sucres des racines des plantes sous traitements salins au NaCl et NaCl+ CaCl₂ présente des différences significativement supérieures à celle des feuilles.

2.3- Teneurs en mucilages des plantes traitées aux sels

-Sous traitement salin au NaCl

La figure 19 montre une augmentation des teneurs en mucilage sous l'effet de la salinité où une forte accumulation en mucilages est enregistrée dans les feuilles, l'acide galacturonique présente les

teneurs les plus élevées, 41.8 ug.g⁻¹ de PS dans les feuilles des plantes témoins contre 30.8 ug.g⁻¹ de PS dans les racines.

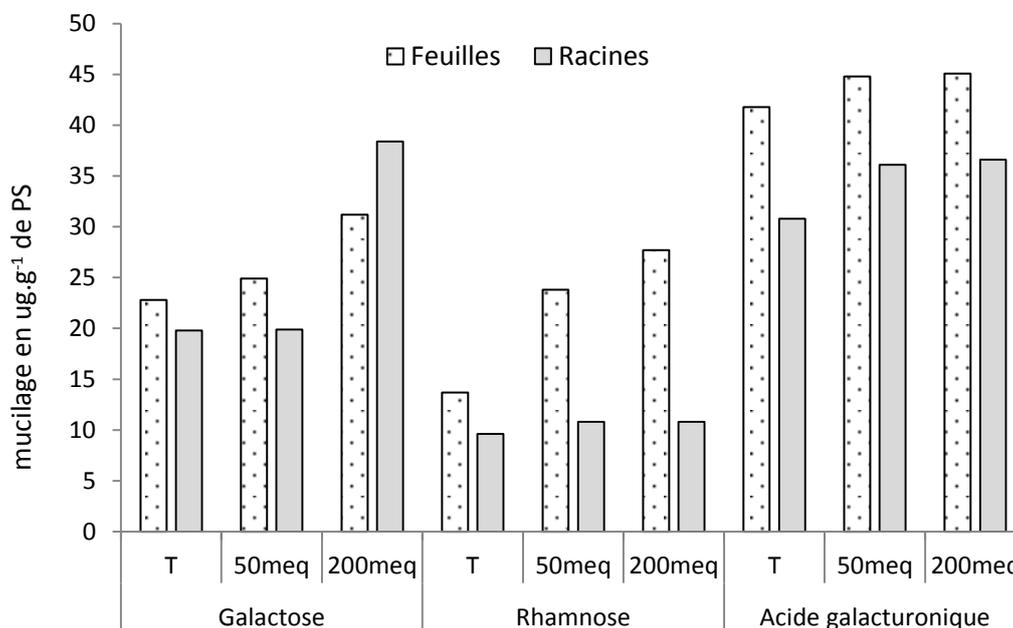


Figure 19- Teneurs en mucilages des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements au NaCl.

Les teneurs en mucilages augmentent progressivement avec l'intensité du traitement salin. Le rhamnose enregistre les teneurs les plus faibles dans les feuilles et les racines par rapport à celles de l'acide galacturonique et de galactose.

-Sous traitement salin au NaCl+CaCl₂

La teneur en acide galacturonique dans les feuilles reste toujours plus importante par rapport à celle des autres sucres (Fig.20), par contre le galactose enregistre des teneurs très élevée dans les racines lors de l'application des traitements salins à 50 meq.l⁻¹ et 200 meq.l⁻¹ (45.2 et 45.6 ug.g⁻¹ de PS) contre 19.8 ug.g⁻¹ de PS dans les racines des plantes non traitées.

Le rhamnose enregistre également les teneurs les plus faibles dans les feuilles (13.7, 28 et 27.9 ug.g⁻¹ de PS) et les racines (9.6, 15 et 15.2 ug.g⁻¹ de PS) par rapport à celles de l'acide galacturonique (41.8, 44.6 et 44.1 ug.g⁻¹ de PS dans les feuilles).

L'analyse de la variance (tableau 11 et 12, annexe 3), révèle un effet significatif du sel sur la teneur en mucilages, que ce soit au traitement salin au NaCl ou NaCl+CaCl₂. L'étude statistique entre les différents organes de la plante révèle que les teneurs en rhamnose et acide galacturonique des feuilles

sous traitements salins au NaCl et NaCl+ CaCl₂ présentent des différences significativement supérieures à celle des racines. Par contre l'accumulation du galactose dans les feuilles est significativement inférieure à celles des racines.

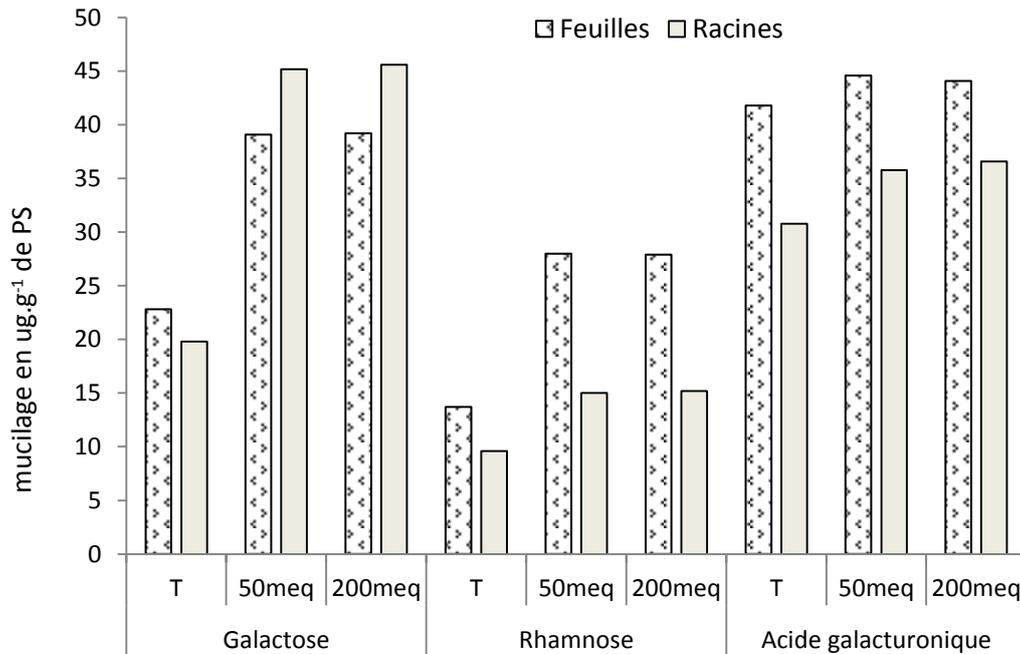


Figure 20- Teneurs en mucilages des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements au NaCl+CaCl₂.

2.4- Teneur en protéines solubles des plantes sous différents traitement salins

- Teneur en protéines totales des plantes stressées au NaCl

La figure 21 présente une augmentation de la teneur en protéines solubles dans les feuilles jusqu' à 2.75 mg.g⁻¹ de PF des plantes stressées à 200 meq.l⁻¹, par rapport aux feuilles témoins, arrosées à la solution nutritive; par contre pour les feuilles des plantes stressées à 50 meq.l⁻¹, les teneurs en protéines solubles sont proches de celles du témoin (0.71 pour 0.51 mg.g⁻¹ de PF).

Dans les racines, les protéines solubles augmente de teneur sous le traitement à 200 meq.l⁻¹ de NaCl comparativement aux témoins (2.77 contre 0.28 mg.g⁻¹ de PF).

Il faut remarquer que les protéines des racines des plantes stressées à 50 meq.l⁻¹ de NaCl ne varient pas beaucoup par rapport à celles des racines des plantes témoins (0.73 pour 0.28 m.g⁻¹ de PF).

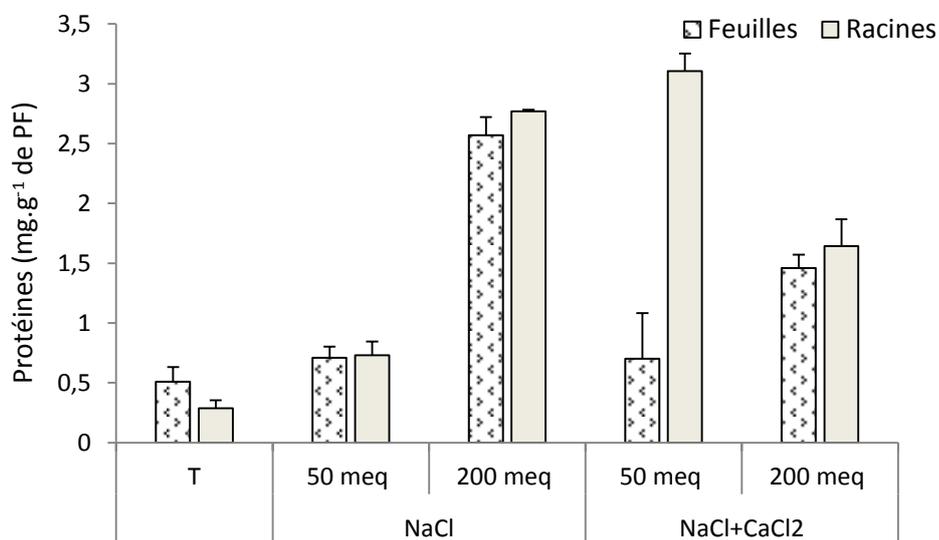


Figure 21- Teneurs en protéines solubles des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements salins.

Les variations des teneurs en protéines solubles décrites sont analysées statistiquement à l'aide du test de Newman - Keuls (à P=5 %) (Tableau 13, annexe 3). En effet, au niveau des feuilles et des racines, les teneurs en protéines sont significativement élevées sous le traitement à 200 meq.l⁻¹ de NaCl par rapport à celles des feuilles et des racines témoins ; alors qu'aucune différence significative ne s'exprime sous le traitement à 50 meq.l⁻¹ de NaCl pour les feuilles et les racines, l'effet salinité ne se manifeste pas.

Au niveau de chaque organe, l'analyse statistique révèle que sous les traitements salins aux NaCl, aucun effet significatif n'apparaît dans les teneurs en protéines des racines par rapport aux feuilles.

- Teneur en protéines solubles des plantes stressées aux NaCl + CaCl₂

La figure 21 révèle un accroissement de la teneur en protéines solubles chez les feuilles, de 0.7 pour les plantes stressées à 50 meq.l⁻¹ de NaCl à 1.46 sous le traitement à 200 meq.l⁻¹, par rapport aux feuilles témoins 0.51.

Les racines présentent également à 50 meq.l⁻¹ de NaCl+ CaCl₂, une augmentation jusqu'à 3.10 de la teneur en protéines solubles contre 0.28 pour les racines des plantes témoins; d'autre part, les racines

des plantes sous traitement salin à 200 meq.l⁻¹ de NaCl+ CaCl₂ montrent aussi une augmentation de la teneur en protéines (1.64) par rapport aux racines des plantes non traitées.

L'analyse statistique pour chaque traitement présentée dans le tableau 13, annexe 3, montre que la teneur en protéines solubles des feuilles et des racines est sensible aux traitements salins par NaCl+ CaCl₂ qui provoquent une augmentation de celle-ci par rapport aux organes des plantes témoins.

L'étude statistique entre les différents organes de la plante révèle que la teneur en protéines solubles des racines des plantes sous traitements salins à 50 et 200 meq de NaCl+ CaCl₂ présente des différences significativement supérieures à celle des feuilles.

2.5- Teneur en sels minéraux

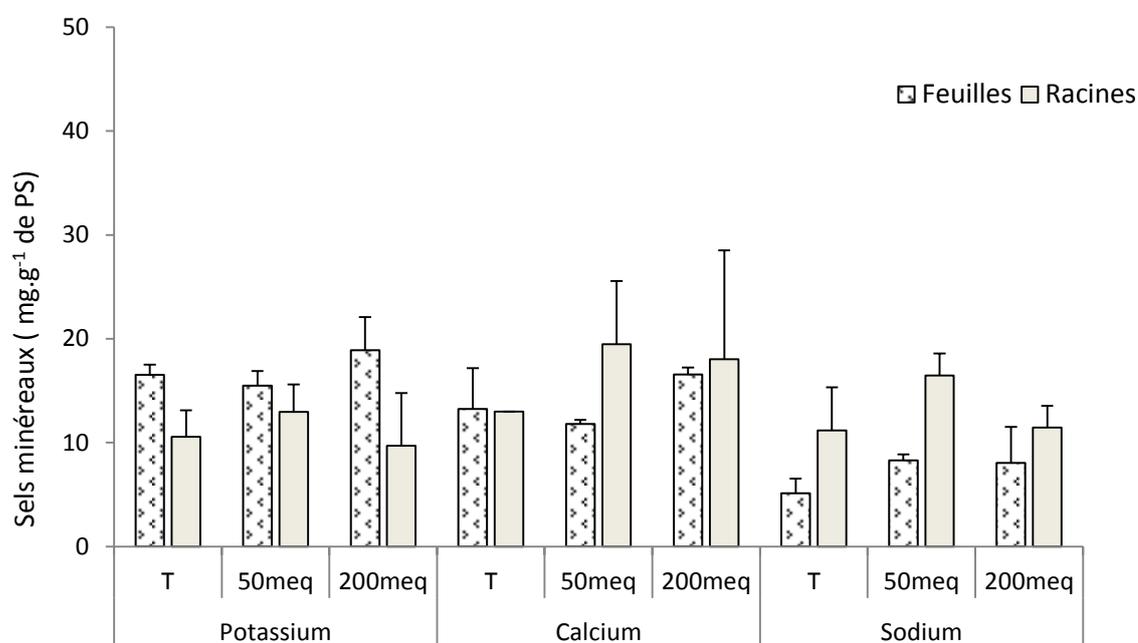


Figure 22- Teneurs en sels minéraux des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements au NaCl.

- Teneurs en sodium

La figure 22 montre que le Na⁺ migre remarquablement vers le système foliaire. Cet élément s'accumule davantage dans les feuilles lorsque les plantes sont arrosées avec 50 et 200 meq.l⁻¹ de NaCl, il passe respectivement à 8.27 et 8.05 mg.g⁻¹ de PS, cette accumulation est notamment enregistrée sous traitement salin au Na Cl+CaCl₂ (fig. 23) où il passe à 7.12 et 16.03 mg.g⁻¹ de PS.

Au niveau des racines on observe également une accumulation du Na⁺, sous les différents traitements salins aux NaCl et NaCl+CaCl₂.

- Teneurs en potassium

Les résultats présentent des variations des teneurs en K⁺ chez les plantes arrosées par la solution nutritive et qui semble élevé au niveau des feuilles 16.53, 15.49 et 18.88, pour les feuilles des plantes témoins, traitées à 50 meq.l⁻¹ et 200 meq.l⁻¹ respectivement. Ces teneurs diminuent respectivement dans les racines à 10.55, 12.49 et 9,69 mg.g⁻¹ de PS. Pour les plantes traitées au NaCl+CaCl₂ (fig. 23), les teneurs ne varie pas beaucoup où on observe toujours un taux élevé en K⁺ dans les feuilles par rapport aux racines, les teneurs varie entre 14.07 et 16.03 pour les feuilles des plantes traitées à 50 et 200 meq.l⁻¹ de et 13.89 et 15.53 dans les racines.

-Teneur en calcium

La figure 23 illustre une accumulation nette du taux de Ca⁺⁺ dans les organes des plantes traitées à la salinité aux NaCl+CaCl₂. Ces teneurs passe au niveau des de 13.25 mg.g⁻¹ de PS chez les plantes témoins à 52.12 et 55.05 mg.g⁻¹ de PS pour les plantes traitées à 50 et 200 meq.l⁻¹.

Chez les racines on observe toujours une accumulation du Ca⁺⁺ et qui passe de 13 mg.g⁻¹ de PS pour les plantes arrosé à la solution nutritive à 79.19 et 17.31 mg.g⁻¹ de PS pour les plantes traitées à 50 et 200 meq.l⁻¹.

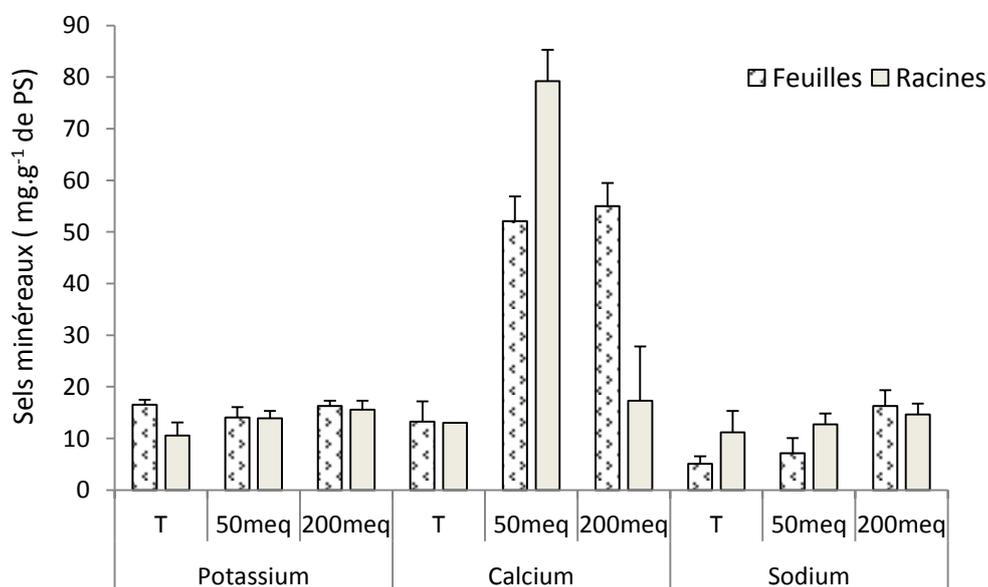


Figure 23- Teneurs en sels minéraux des feuilles et des racines des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements au NaCl+CaCl₂.

L'analyse statistique pour chaque traitement présentée dans les tableaux 15 et 16, annexe 3 montre que la teneur en potassium des feuilles et des racines n'est pas sensible à la salinité sous les

différents traitements salins, par NaCl et NaCl+ CaCl₂. Les résultats sur la teneur en calcium et sodium présentent une accumulation significative dans les racines traitées au NaCl ainsi que les feuilles et les racines des plantes traitées au NaCl+ CaCl₂.

DISCUSSION DES RESULTATS ET CONCLUSION GENERALE

L'étude des marqueurs biochimiques et des paramètres physiologique en condition saline, chez le gombo a permis d'obtenir une grande quantité d'information :

La germination des graines du gombo montre que toutes les graines germent en absence de sel ou en sa présence (à 50 meq.l⁻¹ de NaCl) dans un délai relativement court (3,07 jours). Par contre, aux fortes concentrations de NaCl (200 meq.l⁻¹), la germination est légèrement inhibée (86%) dans un temps plus étalé (4,04 jours). Lorsque le CaCl₂ est additionné au NaCl, une forte inhibition de la germination des graines se manifeste notamment sous le traitement à 200 meq.l⁻¹ (44%) dans la même durée (4,2 jours).

La salinité au NaCl à faible dose ne semble pas influencer sur le taux final de germination des graines, par contre l'augmentation de la concentration des traitements salins au NaCl et NaCl+CaCl₂, la vitesse, le temps et le taux final de germination sont affectés.

Les variations de la germination des graines, enregistrées dans nos conditions expérimentales font appel à un certain nombre de réflexion, en effet plusieurs résultats similaires sur le comportement des graines vis-à-vis d'un apport en sel, ont été observés chez le blé (MRANI *et al.*, 2013), le gombo (ZEMANI, 2009), l'aubergine (DEMIR *et al.*, 2003), le tournesol (KAYA *et al.*, 2006), le soja (KHAJEH-HOSSEINI *et al.*, 2003) et le pois (OKCU *et al.*, 2005).

D'autre part, selon ASKRI *et al.*,(2007), le retard engendré par le sel n'est pas contraignant pour le rendement final de la culture, du point de vue agronomique, mais c'est plutôt la capacité germinative qui est la plus déterminante. En effet, la germination n'est pas régulée que par des caractéristiques génotypiques mais aussi par les conditions environnementales et en particulier, la disponibilité de l'eau dans le sol et la présence de sel (GUTTERMAN, 1993).

Chez les halophytes comme chez les glycophytes, la salinité réduit la capacité de germination et retarde le processus d'initiation à la germination (M. O. Ly *et al.*, 2014).

Cependant, les réponses sont variables et spécifiques pour chaque espèce (UNGAR, 1991); les glycophytes où la plupart des espèces d'intérêt agronomique présentent une croissance diminuée en présence d'une salinité excessive dans le sol généralement supérieure à 100 meq.l⁻¹ de NaCl (MAROUF et REYNAUD, 2007).

Des concentrations élevées de sels, particulièrement le NaCl, peuvent inhiber la germination des graines à cause des effets osmotiques et toxiques (SALHI, 2014). Ceci peut s'expliquer par une faible inhibition de l'activité enzymatique des graines et un retard de la sortie et du développement de la radicule (PEREZ et TAMBELINI, 1995).

En plus, l'absorption du Na⁺ a des effets toxiques sur la germination des graines (ENDRIS et MOHAMMED, 2007) principalement par la perturbation du déplacement de Ca²⁺ par Na⁺ dans la paroi cellulaire ce qui pourrait perturber sa synthèse et par conséquent, empêcher la croissance des racicules (HORIE *et al.*, 2011). Le NaCl affecte également la perméabilité de la membrane plasmique en augmentant l'influx des ions externes et l'efflux des solutions du cytosol (ALLEN *et al.*, 1995), la rigidité pariétale (NABIL et COUDRET, 1995) et diminue la conductance hydrique de la membrane plasmique (CRAMER, 1993).

Concernant la croissance des plantes, une réduction de la partie aérienne de la plante est observée, surtout la longueur des tiges et la surface foliaire des plantes traitées à 50 et 200 meq.l⁻¹ de NaCl et de NaCl + CaCl₂. Au niveau des racines une réduction de leur longueur est enregistrée sous l'effet du NaCl + CaCl₂ aux deux concentrations. Des études semblables montrent que le stress osmotique provoque un retard de croissance remarquable chez la plante glycophyte. Ce stress diminue de façon sévère non seulement les masses fraîches et sèches des tiges mais également le nombre de feuilles et la surface foliaire totale.

Plusieurs causes sont évoquées pour expliquer le déterminisme de la réduction de la croissance sous les conditions de stress salin entre autre le désordre nutritionnel (TESTER, DAVENPORT, 2003), le changement dans l'extensibilité de la paroi cellulaire, l'altération du métabolisme hormonal (WILKINSON, DAVIES, 2002), le ralentissement de la synthèse protéique (BLAHA *et al.*, 2000), la perturbation de la stabilité des structures membranaires, l'inhibition de l'activité des enzymes et la diminution du statut hydrique (ZHANG *et al.*, 2011).

En effet, le sel réduit l'aptitude des plantes à absorber l'eau et cela cause rapidement une diminution de la croissance avec des changements métaboliques identiques à ceux observés sous stress hydrique (MUNNS et TESTER, 2008).

La TRE dans les feuilles est un bon indicateur de l'état hydrique de la plante ; plusieurs travaux ont montré la baisse de la TRE lors d'un stress salin, comme le blé (YKHLEF, 2001; ADJAB 2002, HASSANI, 2008), la luzerne (MEFTI *et al.*, 2000), le maïs (CUI *et al.*, 2015) et le gombo (ACHOUR, 2016). Nos résultats indiquent que l'action de la salinité sur la TRE est bien marquée ; ils révèlent que l'augmentation du traitement salin sur les plantes s'accompagne d'une diminution du niveau d'hydratation et une augmentation de la transpiration, ce qui est en accord avec les travaux de NILSON *et al.*, (2007) sur *Arabidopsis thaliana*, la relation entre la transpiration et la résistance stomatique qui augmente lors du stress salin pour minimiser les pertes d'eau. En effet les plantes soumises à un stress salin ferment leurs stomates plus tôt que les plantes en conditions normales, cela augmente la résistance stomatique du fait de la diminution de l'absorption hydrique (NOGEIRA *et al.*, 2004).

PARIDA et DAS (2004) ont également démontré que l'accroissement de la salinité aboutit à une baisse de la TRE et cause des changements métaboliques grâce à l'ajustement osmotique. Les travaux de KARIMI *et al.*, (2007) sur *Atriplex verrucifera* signalent que la TRE chute au bout de trois semaines de traitement salin avec une accumulation importante de sucres, ce qui est en accord avec nos données. Cette réponse est d'ailleurs soutenue par l'existence de corrélations négatives entre les sucres et la teneur relative en eau (Tableau 1 annexe 4), exprimée par une diminution de la TRE et une augmentation des sucres.

D'autre part, des corrélations positives existent entre l'accumulation des sucres et la transpiration (Tableau 1, annexe 4) sous les régimes salins au NaCl et NaCl + CaCl₂. De ce fait les plantes réagissent en intensifiant leur transpiration à partir de la 60^{ème} min sous tous les traitements salins, et en augmentant l'accumulation des sucres solubles dans toute la plante, où les valeurs les plus élevées sont enregistrées dans les racines.

L'analyse statistique révèle l'absence de différence significative dans la synthèse des pigments chlorophylliens, ce qui présume que ces pigments sont plus ou moins instable chez cette espèce.

Cependant les relations établies, selon la matrice de corrélation (Tableau 2, annexe 4), démontre qu'il existe des corrélations positives entre la teneur en chlorophylle a, b et les caroténoïdes, puisque on observe soit une augmentation des teneurs en pigments sous le traitement salin au NaCl ou une diminution sous la solution saline au NaCl+CaCl₂. La salinité provoque l'instabilité des complexes protéines-pigments (LAPINA et POPOV, 1984) et la diminution du taux des pigments chlorophylliens probablement due à la fermeture partielle des stomates, à cause de la diminution du potentiel hydrique du sol (BACELAR, 2006) ou à la formation d'une enzyme protéolytiques, la chlorophyllase, responsable de la dégradation de la chlorophylle (DJANAGUIRAMAN et PRASAD, 2013). La diminution du taux des pigments chlorophylliens est aussi probablement due à la diminution de la synthèse de la chlorophylle à cause d'un changement de la structure membranaire des thylakoïdes (BRITO, 2003). Par ailleurs, d'autres travaux montrent que l'augmentation des chlorophylles dans les feuilles favorise le maintien d'un état turgescent optimal, en particulier dans les cellules stomatiques (HASSANI, 2008).

Les réponses physiologiques des plantes au stress conduisent à des réactions métaboliques notamment la synthèse d'osmotocums comme la proline. En effet, de nombreux chercheurs ont conclu que cet acide aminé s'accumule dans la plante sous les contraintes abiotique (CHORFI, 2009; BENHASSAINI *et al.*, 2012 ;HONG-BING, 2013 ; ACHOUR *et al.*, 2016). Ainsi, chez le gombo, les résultats montrent que les différents acides aminés comme la proline, l'acide aspartique, l'arginine, la méthionine, l'histidine et la valine s'accumulent sous les différents traitements au NaCl et NaCl+CaCl₂. Cette accumulation se manifeste selon l'organe puisque cette accumulation est beaucoup plus racinaire que foliaire. Ces teneurs en acides aminés expriment des corrélations positives avec les traitements salins. Par ailleurs, chez de nombreuses espèces, la proline serait synthétisée dans les feuilles et transportée vers les sites de la résistance à la contrainte (HABIB *et al.*, 2012;ABBAS *et al.*,2013 ; ACHOR *et al.*, 2016), afin d'agir comme osmoticum. Selon HANSON *et al.*, (1990) puis HERNANDEZ (2000), cette accumulation n'est pas une réaction d'adaptation au stress, mais plutôt le signe d'une perturbation métabolique.

Généralement les teneurs en acides aminés en particulier la proline à l'état libre s'accroissent rapidement chez de nombreuses monocotylédones ou dicotylédones soumises à un stress salin (LEVIGNERON *et al.*, 1995).

HERNANDEZ *et al.*, (2000), observent en outre différents changements dans le taux de polyamines, glutamate et arginine chez la tomate sous stress salin puisque l'origine de l'accumulation de la proline paraît provenir d'une intensification de la transformation de l'acide glutamique en proline ou d'une conversion à partir de l'ornithine chez de nombreuses plantes stressées. Elle peut résulter aussi de synthèses nouvelles à partir de l'arginine et du glutamate et d'une augmentation de la protéolyse.

Selon de nombreux auteurs, les stress hydrique et salin ont pour conséquence de réduire la photosynthèse ainsi que l'activité photochimique (ORCUTT et NILSEN, 2000 ; ORTEGA *et al.*, 2004), en produisant au niveau des résidus protéiques différentes modifications tel que la déamination, l'isomérisation et l'oxydation (GREELMAN et MULLET, 1991). Cette variation des protéines montre qu'il existe une variabilité dans la teneur en protéines ; en effet d'après nos résultats, l'accumulation des protéines solubles est plus marquée dans les racines sous le traitement salin au NaCl + CaCl₂, par rapport aux plantes traitées au NaCl seul, où l'accumulation des protéines s'exprime dans les feuilles et les racines.

L'effet du sel se manifeste sur les plantes, soit par une diminution des teneurs foliaires en protéines solubles (BEKKI *et al.*, 1987), due à un ralentissement de la synthèse protéique et à une inhibition de l'activité enzymatique (BLAHA *et al.*, 2000) ou par leur augmentation (KHALES et BAAZIZ, 2006). Les changements les plus importants s'effectuent au niveau des feuilles, cela s'accorde avec les résultats obtenus par DEEPIKA et ANIL (1999), affirmant que les feuilles sont les organes les plus sensibles aux changements qui se produisent au niveau du métabolisme primaire, due en grande partie à la réponse aux stress environnementaux. Ces stress provoquent l'augmentation du taux des protéines, généralement due à une surexpression des enzymes impliquées dans la réparation des protéines sous ces deux stress (KHALES et BAAZIZ, 2006).

Le stress salin altère la compartimentation cellulaire en faveur de la synthèse des sucres (LEPENGUE, 2012). Les sucres solubles ont un double rôle chez les plantes, ils participent aux événements métaboliques et agissent comme signaux moléculaires pour la régulation des différents gènes, en particulier ceux qui sont impliqués dans la photosynthèse, le métabolisme du saccharose et de la synthèse d'osmolytes (ROSA *et al.*, 2009).

D'après DUBOS (2001), l'accumulation des sucres solubles semble induire la gélification du contenu cellulaire en saturant le milieu intracellulaire. Ce phénomène permet d'éviter la cristallisation des molécules contenues dans la cellule et donc limite les dommages au niveau des structures cellulaires (protéines, membranes).

Dans notre travail des corrélations positives existent entre les teneurs en galactose et le rhamnose, les concentrations élevées en NaCl avantagent l'accumulation des sucres solubles et de proline impliqués dans les mécanismes d'ajustement osmotique et serviraient aussi comme osmoprotecteur pour maintenir la turgescence cellulaire convenable chez les jeunes plantes de gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). Le maintien d'une teneur relative en eau modérée, sous stress salin, est une forme remarquable de résistance (ACHOUR, 2016).

L'équilibre minéral est l'un des principaux facteurs qui influe sur le rendement des plantes (MATSUDA *et al.*, 2014), en effet des corrélations positives existent entre les teneurs en cation Na^+ et la salinité (0,482), ce qui s'exprime par l'accumulation de ce dernier dans les racines sous les deux traitements salins.

D'autre part, les teneurs en Ca^{++} sont sensibles à la salinité appliquée, où son accumulation est racinaire. Le K^+ enregistre des teneurs instables et il ne se montre pas sensible vis-à-vis de la salinité. Des corrélations négatives existent entre le Ca^{++} et le K^+ (-0,290), également le Na^+ et le K^+ (-0,136*), où la diminution des teneurs en K^+ , provoque l'augmentation du Ca^{++} et de Na^+ .

En effet, de nombreux auteurs ont montré que le Na^+ augmente de teneur dans les plantes stressées alors que le K^+ diminue (MEZNI *et al.*, 2002; ACHOUR, 2005; BENALDJ, 2006); REIMAN (1993) a montré une translocation préférentielle des ions Na^+ vers la partie aérienne chez les *atriplex* alors que le K^+ baisse dans toute la plante chez *Atriplex halimus* L. lorsque la concentration du milieu salin devient plus élevée. OUERGHI *et al.*, (2000) et MEZNI *et al.*,(2002) notent que le NaCl entraîne une diminution des teneurs en K^+ . Ces mêmes auteurs confirment que le Na^+ migre des organes souterrains vers les feuilles pour s'y accumuler selon l'intensité et la durée du stress salin. Selon BOUTELLA *et al.*,(1997), le mécanisme d'absorption des cations comme les ions K^+ et Ca^{++} est perturbé par la présence du Na^+ . MAKSIMOVIC *et al.*,(2010) notent que le Na^+ semble influencer sur l'arrêt de l'absorption du K^+ .

Il a été signalé que les fortes concentrations de Na^+ dans les tissus de plantes stressées suggèrent qu'*Arabidopsis* n'est pas un exclureur particulièrement efficace de l'ion (Na^+), mais plutôt l'accumule dans les racines. Le contenu ionique de la racine dépend de la rétention ionique et de l'efflux ionique (ESSAH, 2000).

Nos données sur les teneurs en Na^+ , Ca^{++} et K^+ suggèrent que la tolérance au sel chez le gombo n'est pas corrélée à l'absorption des cations salins mais plutôt à leur exclusion et à la capacité de limiter leur transport vers les parties photosynthétiques.

Dés résultats obtenus il est possible de conclure que:

- L'évolution de la germination des graines s'accélère avec la diminution de la concentration en sel.
- Les concentrations élevées en NaCl et $\text{NaCl} + \text{NaCl}_2$ avantage l'accumulation des composés biochimiques et minérales qui jouent un rôle important dans les mécanismes d'ajustement osmotique, et qui pourrait être un indice de tolérance à la salinité, ce qui justifie le maintien d'un bon statut hydrique des plantes de gombo.

Ces résultats permettent de suggérer que l'espèce *Abelmoschus esculentus* L. au stade végétatif de 90 jours, se comporte comme des glycophytes tolérantes à la salinité.

Bien que le but de ce travail soit la recherche des marqueurs biochimiques de la tolérance à la salinité chez le gombo, il serait intéressant de s'orienter vers une analyse du comportement des plantes de gombo aux différents stades phénologiques.

Plusieurs questions restent encore posées et nécessitent d'être approfondies comme:

- l'étude de ces paramètres en fonction des stades de développement afin de déterminer le stade le plus sensible au cours de la croissance et du développement de la plante,
- l'identification d'autres osmotocums, car il est connu que, l'ajustement osmotique est un des mécanismes utilisés par les plantes sous contraintes abiotiques,
- Une analyse de la variabilité génétique du gombo pour identifier les gènes responsables de la tolérance à la salinité.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABBAS T., PERVEZ M. A., AYYUB C. M. and AHMAD R., 2013- Assessment of Morphological, Antioxidant, Biochemical and Ionic Responses of Salt Tolerant and Salt Sensitive Okra (*Abelmoschus esculentus* L.) under Saline Regime,” Pak. j. life soc. Sci., vol. 11, no.2, pp. 147-153, 2013.
- ABDEL LATEF, A.A., 2010- Changes of antioxidative enzymes in salinity tolerance among different wheat cultivars. CerealRes. Comm. 38, 43–55.
- ABROL Y.P et INGRAM K.T., 1997- les effets de la hausse des températures diurnes et nocturnes sur la croissance et les rendements de certaines plantes cultivées, FAO : p.143-163.
- ABU AWWAD A.M and AKASHEH O.Z., 1997- Irrigation and soil surface management in arid soils with the surface crust. Journal of arid environments. Vol 37, N°2 : p.243-250.
- ACHOUR A., 2016- Caractérisation physiologiques et biochimiques du gombo sous stress salin. Thèse e Doctorat. Uni Oran 1.
- ACHOUR A., BIDAI Y. et BELKHODJA M., 2015- L’impact de la salinité sur le comportement hydrique et métabolique d’une variété de Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) International Journal of Innovation and Applied Studies Vol. 12 No. 4 Sep. 2015, pp. 943-953.
- ACKERSON R.C. and HERBERT R.R., 1981- Osmoregulation in cotton in response to actinorhizes. Université de Nancy I, Resp. Scient : P. GADAL, F. LE TACON.
- ADJAB M., 2002- Recherche des traits morphologiques, physiologiques et biochimiques d’adaptation au déficit hydrique chez différents génotypes de blé dur (*Triticum durum* Desf.) Mémoire de magister faculté des sciences, université Badji Mokhtar Annaba, 84 p.
- ADLOFF F., SOMOT S. and SEVAULT S., 2015- Mediterranean Sea response to climate change in an ensemble of twenty first century scenarios, Clim . Dyn., DOI 10.1007/s00382-015- 2507-3.
- ALBOUCHI A., BEJAOUI Z et EL AOUNI M., 2003- Influence d’un stress hydrique modéré ou sévère sur la croissance de jeunes plantes *casuarina glauca* Sib. Sécheresse. Vol 14. N°3: p.137-142.
- ALBOUCHI A., BÉJAOUI Z et EL AOUNI MH., 2003- Influence d’un stress hydrique modéré ou sévère sur la croissance de jeunes plants de Cassuarinaglaucasieb. Sécheresse, 14(3): 137–142.

-
- ALEM C et AMERI, 2005- Importance de la stabilité des membranes cellulaire dans la tolérance à la salinité chez l'orge. BioAlliance. Canada-Morocco Vol.4, N°1: p20-31.
- ALLEN C.D., MACALADY A., CHENCHOUNI H., BACHELET D., MCDOWELL N., VENNETIER M., GONZALES and *al.*, 2009- Drought-induced forest mortality: a global overview reveals emerging climate change risks. (Submitted for publication).
- ALLEN, J, MUIR, S R. D and SANDERS, 1995. Release of Ca²⁺ from individual plant vacuoles by Both InsP₃ and cyclic ADP- ribose. *Science* 268: 735-737.
- AMRHEIN C., STRONG J.E and MOSHER P.A., 1992- Effect of dieing salts on metal and organic matter mobilization in road- side soils. *EnvironmentalSci and Technology* 26: p. 703-709.
- ANTIPOLLIS S, 2003- Les menaces sur les sols dans les pays méditerranéens- étude bibliographique du plan bleu 2 : p.44-48.
- APG, 2005- Angiosperms phylogenies Groups In: *Botanical Journal of Linnean Society*, 141.
- ASKRI H., REJEB S., JEBARI H., NAHDI H and REJEB M.N., 2007- Effet du chlorure de sodium sur la germination des graines de trois variétés de pastèque (*Citrulluslanatus* L.). *Science etchangementsplanétaires. Sécheresse*18 : 51- 55.
- BACELAR E A., SANTOS D L., MOUTINHO-PEREIRA J M., GONÇALVES B., FERREIRA H. and CORREIA C M., 2006- Immediate responses and adaptative strategies of three olive cultivars under contrasting water availability regimes: Changes on structure and chemical composition of foliage and oxidative damage', *Plant Science*, vol. 170, pp. 596-605.
- BALLESTEROS E, BLUMWALD E, DONAIRE JP and BELVER A., 1997- Na⁺/H⁺ activity in Na⁺/H⁺ antiport activity in tonoplast vesicles isolated from sunflower roots induced by NaCl stress. *PhysiologiaPlantarum*99 : p.328-344.
- BECKER and CRAIG., 1994- Heat-shock proteins as molecular chaperones. *Eur J Biochem*219 : p.11-23.
- BEKKI A. TRINCHANT J.C and RIGAUD J.,1987- Nitrogen fixation by *Medicago* nodules and bacteroids under sodium chlorid stress. *Physiol plant*; 71: 61-67.
- BELHASSEN E., THIS D et MONNEVEUX P., 1995- L'adaptation génétique face aux contraintes de la sécheresse. *Cahiers d'agricultures* 4 : p. 251-261.
- BELKHODJA M et BIDAI Y., 2004. Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse*, 4(15) :331-334.
- BELKHODJA M, 1996- action de la salinité sur les teneurs en proline des organes adultes de trois lignées de fève (*Vicia faba*L.) au cour de leur développement. *Acta bot. Gallica* : p.21-28.
- BELKHODJA M. and BENKABLIA M., 2000- Proline response of *Faba* bean under salt stress. *Egypt . J. Agr. Res.*, Vol 78 : p. 185-195.
-

-
- BELKHODJA M., 1996 - Action de la salinité sur le comportement physiologique,
- BELLINGER and LARHER., 1987- Proline accumulation in higher plants : a redox buffer. *Plant Physiol (life Sci. Adv)* 6 : p. 23-27.
- BEN DKHIL, B. and DENDEN M., 2010- Biochemical and mineral responses of okra seeds (*Abelmoschus esculentus* L. variety Marsaouia) to salt and thermal stresses. *J. Agron.*, 9: 29-37.
- BENNACER M., CHEIKH-M'HAMED H., MAALEM S., RAHMOUNE C., 2005- Les indicateurs précoces de la tolérance à la salinité 1^{er} Colloque Euroméditerranéen de Biologie Végétale et Environnement, Annaba 28-30 Novembre 2005.
- BENNACEUR M., RAHMOUNE C., MEDDAH M.L et SELMI M., 2001- Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés Maghrébines de blé ; *Science et changements planétaires, Sécheresse*, Vol 12, N° 3 : p.167-174.
- BENNACEUR, 1994- Contribution à l'évaluation du degré de résistance aux contraintes hydriques chez l'orge et la fêtuque. Thèse de Doctorat d'Etat: p.1-13.
- BENHASSAINI H., FETATI A., HOCINE A. K. and BELKHODJA M., 2012- Effect of salt stress on growth and accumulation of proline and soluble sugars on plantlets of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* used as rootstocks," *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, vol. 16, no.2, pp.159-165, 2012.
- BENIDIRE L., DAOUI K., FATEMI Z.A., ACHOUAK W., BOUARAB L and OUFDOU K., 2014- Effet du stress salin sur la germination et le développement des plantules de *Vicia faba* L. *J. Mater. Environ. Sci.* 6 (3) (2015) 840-851.
- BENIDIRE L., DAOUI K., FATEMI Z.A., ACHOUAK W., BOUARAB L and OUFDOU K., 2015- Effet du stress salin sur la germination et le développement des plantules de *Vicia faba* L. (Effect of salt stress on germination and seedling of *Vicia faba* L.), *Journal of Materials and Environmental Science*, vol.6,n.3, pp. 840-851.
- BENMAHIOUL B., DAGUIN F and KAID-HARCHE M., 2009- Effet du stress salin sur la germination et la croissance in vitro de la pistache (*Pistacia vera* L.) *C.R. BIOL.* 332, 752-758.
- BEZZALA .A, 2005- Essai d'introduction de l'arganier (*Argania spinosa* L.) dans la zone de M' doukel et évaluation de quelques paramètres de résistance à la sécheresse : p.25-28.
- BINET P., 1980 - Dormances et aptitude à germer en milieu salé chez les halophytes. *Bull. Biologie Végétale et Environnement*, Annaba 28-30 Novembre 2005.
- BLAHA J., DRASLAROVA J. and KROESNA K., 2000- The effect of vitamin and electrolyte supplement on broiler performance under stress. *Agricultural Tropical et Subtropical.* 33: 52-58.
- BOGGESS S.F., ASPINALL D and PALEG L.G., 1979- Stress métabolisme. IX. The signification of end product inhibition of proline biosynthesis and of
-

-
- compartmentation in relation to stress induced proline accumulation. Aust .Plant Physiol3 : p.513-525.
- BOHNERT H.J and JENSEN R.G. ,1996- Strategies for engineering water-stress tolerance in plants. *Trends in Biotechnology*,vol.14(3),p.89-97.
- BOTELLA M.A., MARTINEZ V. , PARDINES J and CERDÁ A., 1997- Salinity induced
- BOUAOUINA S., ZID et HAJJI M., 2000- Tolérance à la salinité transports ionique et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum*). Option Méditerranéennes N°40: p.239-243.
- BOUSMAHA N et BOULEBEN F.Z., 1991- Les protéines du choc thermique chez *Pennisetumthypoides* L. à l'état juvénile. Mémoire DES. Uni d'Oran : p.3-6.
- BOUZERZOUR H, DJEKOUNE.A, BENMAHAMMED .A et HASSOUS.L K., 1998- Contribution de la biomasse aérienne de l'indice de récolte et de la précocité à l'épiaison au rendement grain de l'orge en zones semi-aride d'altitude, cahiers de l'agriculture 8 : p. 133-137.
- BRADFORD MM, 1976- A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Annal.Biochem* 72: p.248-254.
- BRESSON L.M., VALENTIN C.,1994- Soil surface creest formation : contribution of micromorphology. *Developpment in soil Scie22* : p.737-762.
- BRITO, J.R.F.; SOUZA, G.N.; BRITO, M.A.V.P., 2003- Panorama da Qualidade do leitenaregiãoSudeste: Espírito Santo, Minas Gerais e Rio de Janeiro. In: BRITO,J.R.F.; PORTUGAL, J.A.B. Diagnóstico da qualidade do leite, impactopara a indústria e a questão dos resíduos de antibióticos. Juiz de Fora: EmbrapaGado de Leite; Epamig/CT/ILCT p.47-61.
- CALU G., 2006- *Arabidopsisthaliana* et *Thellungiellahalophila*, plantes modèle dans l'étude du stress salin.
- CARCELLER J, 1995- Proline and the export of N componds from seneceng leaves of Maize under water stress. INRA , Inter drought VI.
- CHARRIER, A., 1983- Genetic resources of *Abelmoschus* (okra).International Board for Plant Genetic Resources (IBPGR), Rome, Italy.61 pp.
- CHOPRA R. N., NAVAR S. L. and CHOPRA I., 1986, Glossary of Indian Medicinal
- CHORFI A., 2009- Contribution à l'étude de la résistance à la salinité chez une variété de blé dur algérien (*Triticumdurum*Desf.)Var mohamed ben bachir," *Sciences & Technologie C*, no.29, pp. 41-44, 2009.
- CHRETIEN D, 1992- La résistance au sel chez le jobjoba (*Simmondsiachinensis* LS), croissance et modification du contenu lipoprotéique de cals cultivé en présence d'une teneur élevé en NaCl. Thèse de Doctorat, université de Pris : p 144.
-

-
- CHUNYANG, 2003- Différences in drought responses of three contrasting *Eucalyptus microtheca* F. muell. Populations of Helsinki, Finland. Forest Ecology and management 179: p.377-385.
- CLARKE J.M., ROMAGOSA I., JANA S., SRIVASTAVA J.P and MCCARD T.N., 1989- Relation of excised leaf water loss rate and yield of durum wheat in diverse environments. Can. J. Plant. Sci. 69 : p.1057-1081..
- CRAIG, 1985- The Heat shock response. CRC Crit Rev Biochem 18 : p.239-280.
- CRAMER G.R., EPSTEIN E and LANCHLIA A., 1990- Effect of Na⁺, K⁺ et Ca⁺⁺ on salt stressed barley. Growth analysis. Plant Physiol 80: p. 83-80.
- CRAMER G.R., LYNCHLI A and EPSTEIN E., 1987- influx on Na⁺, K⁺ and Ca⁺⁺ , introduction roots of salts stressed cotton seedlings. Plant Physiol 83 : p.516.
- CRAMER M.D and LEWIS O.A.M. 1993. The influence of NO⁻³ and NH⁴ nutrition on the gas exchange characteristics of the Phytologist 128, 435-442.
- CREELMAN R.A and MULLET J.E., 1991- Water deficit modulates gene expression in growing zones of soybean seedlings. Analysis of differentially expressed cDNAs, a new β - tubulin gene, and expression of genes encoding cell wall proteins. Plant Mol Biol .17: 591- 608 p.
- CUI D., Wu D., Liu J., Li D., Xu C., Li S., Li P., Zhang H., Liu X., Jiang C., Wang L., Chen T., Chen H and Zhao L., 2015- Proteomic Analysis of Seedling Roots of Two Maize Inbred Lines That Differ Significantly in the Salt Stress Response. *PlosOne* , vol.10(2),p. 1-13.
- DAGNELIE P, 1986- Théories et méthodes statistiques. Press Agronomique de Gembloux.
- DAROUI E A., BOUKROUTE A., NOUR- EDDINE KOUDDANE N and BERRICHI A. 2013- Effet de la salinité sur la germination et la croissance in vitro du *Washingtonia filifera* L. Sci. Agro. Biol., 8: 32-38.
- DAVENPORT T.G., JEROME-MAJEWSKA, L.A., and PAPAIOANNOU, V.E., 2003- Mammary gland, limb and yolk sac defects in mice lacking Tbx3, the gene mutated in human ulnar mammary syndrome. Development 130: 2263-2273.
- DAVID et GRONGNET., 2001- Les protéines de stress. INRA Prod Anim 14: p.29-40.
- DEBAEKE P., CASALS M.L et PUECH J., 1996- Elaboration du rendement du blé d'hiver en condition de déficit hydrique 1. Etude en lysimètre. Agro 16: p.3-23.
- DEBEZ A ; CHAIBI W et BOUZID S ; 2001-Effet du NaCl et de régulateurs de croissance
- DEEPIKA M. and ANIL G., 1999- Transcript levels of genes encoding various glycolytic and fermentation enzymes change in response to abiotic stresses. Plant Sci .146: 41 - 51 p.
- DEMIR G., MISIRLI A., KÜDEN A and GÜLCAN R., 2001- Determination of phenolic compounds in some almond hybrids varying in resistance to *Pseudomonas amygdali*. In: Ak B.E. (ed.). 11 GREMPA Seminar on pistachios and almonds =
-

11ème Colloque du GREMPA sur le pistachier et l'amandier. Zaragoza.CIHEAM-IAMZ. : 71-86.

- DEMIR I., MAVIC K., OZCOBAN M., and OKCU G., 2003- Effect of salt stress on germination and seedling growth in serially harvested aubergine (*Solanum melongena* L.).
- DENDEN M., BETTAIEB T., SALHI A and MATHLOUTHI M., 2005- Effect of Chloride Sodium on Chlorophyll Fluorescence, Plant Proline Content and flowers production of three ornamental species. *Tropicultura* 23 (4) : 220.
- DENHARTIGH CYRIELLE 2014- Réseau Action Climat- France Adaptation de l'Agriculture Aux changements climatiques recueil d'expériences territoriales p3-6.
- DENMAT-OUISSE, 1998- Rôle de la N-glycosylation et du repliement lors du transport des protéines solubles dans la cellule végétale [thèse] / Lise-Anne ; sous la direction de Loïc Faye. *deserts. Bot. Rev.*, 60 : 373-425.
- DJANAGUIRAMAN M and PRASAD P.V.V., 2013- Effects of Salinity on Ion Transport, Water Relations and Oxidative Damage, In: Ahmad P., Azooz M.M., Prasad M.N.V., (Eds.), *Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress*, Springer New York Heidelberg Dordrecht London, p. 89-114.
- DUBOS C, 2001- Réponse moléculaire de jeunes plants de pin maritime soumis à un stress hydrique en milieu hydroponique. Thèse de doctorat. Uni Henri Poincaré, Nancy -I, 291p.
- DUCHAFOUR P., 1986- l'évolution des sols, essai sur la dynamique des profils. Ed Masson et Cie : p.93.
- EASTMAN J., WILSON EJ., CERVENANSKY C and ROSENBERY T L., 1995- Fasciculin 2 binds to the peripheral site on acetylcholinesterase and inhibits substrate hydrolysis by slowing a step involving proton transfer during enzyme acylation. *J Biol Chem* 270: 19694–19701.
- EL KHATIB M et PAULSEN G.M., 1984- Action des hautes températures sur la photosynthèse, la sénescence et la dégradation des protéines. *Physiol Plantarum*. Vol 61. N°3 :p.363-368.
- EL MADID et ZIVY., 1993- Variabilité génétique des protéines de choc thermique et thermo-tolérance chez le blé. In : le progrès génétique passe-t-il par le repérage et l'inventaire des gènes. Edition AUPELF-UREF : p. 173-181.
- EL MIDAOUI M., BENBELLA M., AÏT HOUSSA A., IBRIZ M. et TALOUIZTE A., 2007- contribution à l'étude de quelques mécanismes d'adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé (*Helianthus annuus* L.) *Revue HTE* N°136 : p29-34.
- ENDRIS S and MOHAMMED M J., 2007- Nutrient acquisition and yield response of barley exposed to salt stress under different levels of potassium nutrition. *Int J Environ Sci Tech* 4: 323–330.
- ESSAH P. A., 2000- Sodium Transport in *Arabidopsis thaliana*. Master of Philosophy. Department of Plant Sciences and Pembroke College, Cambridge.

80Pp. European Journal of Scientific Research ISSN 1450-216X Vol.23 No.1 (2008),

- FAO, 2004. Human Energy Requirements, Report of a Joint FAO/WHO/UNU Expert Consultation, FAO Food and Nutrition Technical Report Series No 1, Rome.
- FEIDER M.E and HOFMAN G.E., 1999- Heat-shock proteins, molecular chaperones and the stress response: evolutionary and physiology. *Ann Rev Physiol*61 : p. 234- 282.
- FISHER RA and TURNER NC., 1978- Plant productivity in the arid and semi-arid zones. *Ann. Rev. Plant. Physiol* 29: p. 277-3 17.
- FLORES P., CARVAJAL M., CERDA A and MARTINEZ V., 2000- Salinity and ammonium/nitrate interactions on tomato plant development, nutrition, and metabolites. *J Plant Nutr* 24:1561– 1573 doi:10.1081/PLN-10010602
- GAMA P.B.S., INANAGA S., TANAKA K and NAKAZAWA R., 2007- Physiological reponse of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings to salinity stress. *African journal of biotechnology* VOL. 6 (2) 79-88.
- GEIGENBERGER P., REIMHOLZ R., GEIGER M., MERLO L., CANALE V and STITT M., 1997-Regulation of sucrose and starch metabolism in potato tubers in response to short term water deficit. *Planta* 201: p. 502-510.
- GIEC, 2014- Groupe d'expert intergouvernemental sur l'évolution u climat. In *Changement climatique, l'atténuation du changement climatique. Contribution du groupe de travail III au cinquième rapport d'évaluation du GIEC sur l'évolution du climat.*
- GIVORD L. and HIRTH L., 1973 – Identification, purification and some properties of a mosaic virus of Okra (*Hibiscus esculentus*). *Ann. Appl. Biol.*, 74:359-370.
- GRACHEV V.A., LYCEBIMOVA I and RALVOV A., 1997- Threshold indices of sodium peptization capacity in soils *Pochvovedinie* 8: p.966-972.
- GREELMAN RA. and MULLET JE., 1997- Biosynthesis and action of jasmonates in plants. *Plant physiology*; 48: 355-381.
- GREENWAY H and MUNNS R.,1980 - Mechanisms of salt tolerance in non-halophytes. *Annual Review of Plant Physiology* 31 : p. 149-190.
- GROVER R. K. and SINGH G., 1970 – Pathology of wilt okra caused by *Fusarium*
- GUERRIER G., 1983-Capacité germinative des semences en fonction des doses graduelles en NaCl. Importance des transferts sur milieux sodés ou témoin, *Rev. Gén.Bot.*90 :p.3-21.
- GUPTA R. N. and YADAV R. C., 1978 – Varietal resistance of *Abelmoschus esculentus* to borers, *Earias* spp. *Indian J. Entom.*, 40(4): 436, 437.
- GUTTERMAN Y, 1993 - Strategies of dispersal and germination in plants inhabiting
- HABIB N., ASHRAF M., ALI Q., PERVEEN R., 2012- Response of salt stressed okra (*Abelmoschus esculentus*) plants to foliar-applied glycine betaine and glycine

-
- betaine containing sugarbeet extract,"South African Journal of Botany, vol. 83, pp. 151-158, 2012.
- HANSON A.D., PEACOCK W.J., ARNTZEN C.J. and KHUSH G.S., 1990- Drought resistance in rice. *Nature* 345, 26-27.
- HARE P.D., CRESS W.A and VAN STADEN J., 1998 -Dissecting the roles of osmolyte accumulation during stress. *Plant Cell and environment* 21 : p. 535-553.
- HASEGAWA PM., BRESSAN RA., ZHU JK and BOHNERT HJ., 2000- Plant cellular and molecular responses to high salinity. *ANN. Rev. Plant Physiol. Plan Mol. Biol* 51:463-499.
- HASSANI A., DELLAL A., BELKHODJA M. and KAID- HARCHE M., 2008 - Effet de
- HEDRICK U.P., 1972 - *Sturtevant's Edible Plants of the World*. Dover Publications ISBN
- HELLER R., ESNAULT R et LANCE C., 1998- *Physiologie végétale 1, nutrition* ; Ed Dunnod : p.85-115.
- HERNANDEZ S., DELEU C. et LARHER F., 2000- Accumulation de proline dans les tissus foliaire de tomate en réponse à la salinité. *Life Science*, 323 : 551-557.
- HIRECHE Y, 2006- Réponse de la luzerne (*Medicago sativa* L) au stress hydrique et à la profondeur de semis. Thèse de magistère en Sci Agro. UniBetna: p. 13-17.
- HOAGLAND DR and ARNON DI., 1938 - The water culture method for growing plants without soil. *CalifExpStnCirc* 347, p. 1-39.
- HOCHREUTINER B.P.G., 1924 - Genres nouveaux et genres discutés de la famille des
- HONG-BING Y., 2013- Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*), "African Journal of Agricultural Research, Vol. 6,no.32, pp. 6661-6664, 2011
- HOPKINS WILLIAM G, 1999-*Physiologie végétale*, seconde édition : p 512.
- HOPKINS WILLIAM G, 2003- *Physiologie végétales* (Université des sciences et technologie de Lille) révision scientifique de CHARLE MARIE EVRARD. Chap 22 : p.451-464.
- HORIE T., SUGAWARA M., OKADA T., TAIRA K., KAOTHIEN-NAKAYAMA P., KATSUHARA M and SHINMYO A., NAKAYAMA H. , 2011- Rice sodium-insensitive potassium transporter, OsHAK5, confers increased salt tolerance in tobacco BY2 cells . *Journal of Bioscience and Bioengineering*, vol. 111 (3), p.346-356.
- HULOT, 2006- Le défi pour la terre. Le climat à la base de la vie, fondation Nicolas Hulot pour la nature et l'homme : p.8.
- INRA, 2002- Gestion et usage agricoles de l'eau. L'INRA à Toulouse et en Midi-Pyrénées : p.1-6.



-
- IYENGAR E.R.R. and REDDY, M.P., 1996 - Photosynthesis in highly salttolerant plants. In: Pesserkali, M. (Ed.), Handbook of photosynthesis. Marshal Dekar, Baten Rose, USA, p. 897-909.
- JACOB, K., BLAKE R., HORTON R, BADER D.A., AND M and O'GRADY, 2010- Indicators and monitoring. *Ann. New York Acad. Sci.*, 1196, 127-142, doi:10.1111/j.1749-6632.2009.05321.x.
- JHOOTY J. S. ; SOKHI S. S. ; BAINS S. S. and REWAL H. S., 1977 - Evaluation of germplasm -1- Okra (*Abelmoschus esculentus*) against powdery mildew and *Cucospora* blight. *Vegetables of the hot humid tropics*, 2: 30-32.
- JOHNSON J.W., BOX J.E., MANAN DHAR J.B., BANSEUR E and CUNFER B.M., 1991- Breeding for improved rootringg potential under stress condition. In : physiological environment Montpellier, France. Colloque INRA N°55: p.307-317.
- JOUVE et BENTZ., 2002- Définitions et caractéristiques générales de la désertification. Source : Etude de la lutte contre la désertification dans les projets de développement. CSF/AFD : p.13-15.
- KANGASJARVI J., JIANG X and POLLE A., 2005- *Populuseuphratica* Displays Apoplatic Sodium Accumulation, Osmotic Adjustment by Decreases in Calcium and Soluble Carbohydrates, and Develops leaf succulence under salt stress. *Plant physiol.* Vol 139, n°4
- KAO, G., and SUNDARAM, M., 2001-Protein Phosphatase 2A is a positive regulator of the Ras pathway presented in International C. elegans Meeting. Unpublished information; cite only with author permission.
- KARIMI M., BLEYS A. , VANDERHAEGHEN R and HILSON P., 2007- Building blocks for plant gene assembly. *Plant Physiol* 145 1183–1191.
- KATEMBE W. J. ; UNGAR I. A. and MITCHELL J. P., 1998 – Genetically engineered enhancement of salt tolerance in higher plants. In: Sato K., MURATA N. Ed., stress response of photosynthetic organisme: Molecular Mechanismes Regulation. Elsevier. Amsterdam, p. 133-148.
- KAYA M D., OKÇU G., ATAK M., ÇIKILI Y and KOLSARICI Ö., 2006- Seed treatments to overcome salt and drought stress during germination in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Eur. J. Agron.* 24: 291-295.
- KENNEDY B.F and FILIPIS L.F, 1999- Physiological an oxydative response to NaCl of the salt tolerant *grevillea ilicifolia* and the salt.
- KHAJDOUN A., CHERY J et MONNEUVEU P., 1990- Etude des caractères d'enracinement et leurs rôles dans l'adaptation au déficit hydrique chez l'orge (*Hordeum vulgare* L). *Agr* 10: p.369-379.
- KHAJEH-HOSSEINI M., POWELL AA and BINGHAM I J., 2003- The interaction between salinity stress and seed vigour during germination of soybean seeds. *SeedSci. Technol.* 31: 715-725.
-

-
- KHALES A et BAAZIZ M., 2006- Etude des peroxydases d'écotypes d'*Opuntia Ficusindica* L. en relation avec le développement dans les conditions de stress Salin. Congrès international de Biochimie, Agadir.
- KHAROUBI A., 1996- Etude comparée de deux variétés algériennes de blé dur, situation d'un déficit hydrique et excès de NaCl. DES en gestion de développement des milieux intertropicaux: p.4-11.
- KIES N., 1977- La plante et l'eau, INAEL. Harrach : p.40.
- KIM J.Y., MACHE A., BRANGEON J and PRIOUL J.L., 2000- A maize vacuolar invertase IVR2, is induced by water stress organ/ tissue specificity and diurnal modulation of expression. *Plant Physiology*. Vol 124: p.4-84.
- KIM J.Y., MACHE A., BRANGEON J and PRIOUL J.L., 2000- A maize vacuolar invertase IVR2, is induced by water stress organ/ tissue specificity and diurnal modulation of expression. *Plant Physiology*. Vol 124: p.4-84.
- KIRCHANSKI S.J and PARK R.B., 1976- Comparative studies of the thylacoid proteins of mesophyll and bundle sheath plastids of *Zea mays*. *Plant Physiol* 58: p.345-349.
- KOMAROV V.L., 1968 - Flora of the U.S.S.R, Vols. 1-24. Translated from Russian, Israel program for scientific translations, Jerusalem.
- LACHEHEB F, 2006- Variabilité de la tolérance au froid chez des variétés de tomate aux stades diploïdes et haploïdes. Thèse de magistère en Bio. Uni d'Oran : p. 47-48.
- LAMBER M., 1983- La vie des plantes. Ed Fernand Nathan et Cie, S.A, Paris: p. 16-19.
- LANA A. O.; GILMER R. M.; CHEDA D. and FOTOKOM D. O., 1974 - A virus induced mosaic of Okra (*Hibiscus esculentus*) in Nigeria. *Plant Dis. Rep.*, 58(7): 616-619.
- LANA A. F., 1976 - Mosaic virus and leaf curl diseases of Okra (*Hibiscus esculentus*) in Nigeria. *Paus*, 22(4) : 474-478.
- LAPEYROUNIE.A, 1982-Techniques agricoles et productions méditerranéennes : les productions Fourragères Méditerranéennes. Tome I: généralités Caractères Botaniques et Biologiques, Edition G.P. Maisonneuve et Larose (Paris).
- LAPINA I.P. and POPOV, B.A., 1984- Effect of sodium chloride on the photosynthetic apparatus of tomatoes. *Fiziol. rast.* 17: 580-585.
- LAWTON MA., YAMAMOTO RT., HANKS SK and LAMB CJ., 1989- Molecular cloning of plant transcripts encoding protein kinase homologs. *Proc Natl Acad Sci U S A* 86: p. 3140-3144.
- LE BISSONNAIS Y., BRUAND A et JAMAGNE M., 1989- Etude expérimentale sous pluie simulée de la formation des croûtes superficielles – apport à la notion d'érodibilité des sols. *Cah ORSTOM Ser. Pédol.* Vol 27 N°1-2 : p.31-40.

-
- LEPENGUE A. N., MOUARAGADJA I., IBRAHIM B., AKE S et BATCHI B. M., 2012- Réponse du maïs (*Zea mays* var. LG 60) au stress salin : étude de la synthèse de quelques composés biochimiques, "Journal of Animal & Plant Sciences, vol. 14, no. 1, pp. 1866-1872, 2012.
- LEUNG W.T.W.; BUSSON F. and JARDIN C., 1968 – Food composition table for use in Africa. FAO, Rome, Italy.306 pp.
- LEVIGNERON A., LOPEZ F., VANSUYT G., BERTHOMIEU P., et CASSE-DELBART F., 1995- Les plantes face au stress salin. Cahiers d'agriculture, Vol4 : p. 263-273.
- LEVITT J., 1980- Response of plants to environmental stresses. Volume II. Water, radiation, salt and other stresses. 2nd edn. Academic Press, London, UK.
- LEWIN LG., SPARROW D and ASPINALL D., 1978- Proline accumulation and drought resistance in Barley. N°23 3(b)-8: p. 36-12.
- LICHTENTHALER, H.K., 1987- Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*, vol. 148, p. 350-382.
- LIGNOWSKI E.M and SPLITTSTOESSER ; 1971- Arginine synthesis, prolinesynthesisans related process. In JHON et THOMPSON. Eds : the biochemistry of plants 25: p.225-229.
- LONGSTRETH DJ and NOBEL PS., 1979- Salinity effects on leaf anatomy. *Plant Physiol.* ;63:700–703. [PMC free article] [PubMed]
- LUST A., 1983 – The herb book. Botan books ISBN 0-553-23827-2.
- LUTTS S., LEFEVRE I., DELPERE E C., KIVITS S., DECHAMPS C., ROBLEDO A and CORREAL E., 2004- Heavy metal accumulation in the halophyte species Mediterranean saltbush. *Journal of Environmental Quality*33: p. 1271–1279.
- M. O. LY, D. KUMAR, M. DIOUF, S. NAUTIYAL and T. DIOP, 2014. "Effet de la salinité sur la croissance et la production de biomasse de deux provenances de *Jatropha curcas* L. cultivés en serre," *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, vol.8, no.1, pp. 46-56.
- MACLEOD G. and AMES J. M., 1990 – Volatile components of starfruit. *Phytochemistry*.
- MAKSIMOVIĆ I., PUTNIK-DELIĆ M. , GANI I., MARIĆ J and ILIN Ž., 2010- Growth, ion composition, and stomatal conductance of peas exposed to salinity. *Open Life Sciences*, vol. 5(5), p. 682-691.
- MALLEK-MAALEJ L ; BOULASNEM F et BENSALÉM M , 1998-Effet de la salinité Malvacées; *Jumelleanthiis*. *Candollea* 2:79–83.
- MAROUF A et REYNAUD J., 2007- La botanique de A à Z 1662 définitions. Edition. Dunod .
- MARQUES, G., BAO, H., HAERRY, T.E., SHIMELL, M.J., DUCHEK, P., ZHANG, B and O'CONNOR, M.B., 2002. The *Drosophila* BMP Type II receptor wishful thinking regulates neuromuscular synapse morphology and function. *Neuron* 33(4): 529--543.
-

-
- MARTIN F., 1982 – Absorption, assimilation et transport de l'azote inorganique chez le Pin noir d'Autriche et l'Aulne glutineux. Influence des mycorhizes et des actinorhizes. Université de Nancy I, Resp. Scient P. GADAL, F. LE TACON.
- MATSUDA S., NAGASAWA H., YAMASHIROA N., YASUNOA N., WATANABEB T., KITAZAWA H., TAKANO S., TOKUJIC Y., TANIC M., TAKAMUREB and KATO K., 2014- Rice RCN1/OsABCG5 mutation alters accumulation of essential and nonessential minerals and causes a high Na/K ratio, resulting in a salt-sensitive phenotype. *Plant Science*, vol.224, p.103-111.
- MAZELIAK P., 1995- *Physiologie des stress*. Eds Hermann.
- MAZLIAK P., 1995- Physiologie végétale I. nutrition et métabolisme ; ED Hermann : p.359-410.
- MEDERBAL K., 2000- Problématique de la dégradation du milieu naturel et possibilité.
- MEDIKUS F. K., 1787- Über einige künstliche Geschlechter aus der Malven- Familie, denn der Klasse der Monadelphien (Mannheim, 1787).
- MEFTI M., ABDELGUERFI A et CHEBOUTI A., 2000- Etude de la tolérance à la sécheresse chez quelques populations de *Medicago truncatula* L., INA. El Harrach, Alger.
- MEISNER C.A., and KARNOK K.J., 1992- Peanut root response to drought stress. *Agro J* 84: p.159-165.
- MERINO J., NOVO F G and DIAZ M S., 1976- annual fluctuation of water potential in the xerophytic shrub of the Donana biological reserv. *Oecol. Plant* 11 : p. 1-2.
- métabolique chez la fève (*Vicia faba* L.). Thèse doct. Es Science Naturelles,
- MEYER K., LEUBE M.P and GRILL E., 2004- A protein phosphatase 2C involved in ABA signal transduction in *Arabidopsis thaliana*. *Sci. Vol* 264: p.1452-1455.
- MEZNI H., RUETTIMANN L and GERBER P., 2002- NuFlux - AWI : A calculation model to quantify nutrient fluxes and balances of intensive livestock production in developing countries. RAMIRAN, High Tatras, Slovak Republic, 137-142.
- MEZNI.M., ALBOUCHIB.A., BIZID.E et MONGI.H., 2002-Effet de la salinité des eaux d'irrigation sur la nutrition minérale chez trois variétés de luzerne pérenne *Medicago sativa*. *Agro* 22 (2002): p. 283-291.
- MIDDLETON N and Thomas D., 1997- World Atlas of Desertification (Second edition) London (UK): Arnold.
- MITSUYA S., TAKEOKA Y and MIYAKE H., 2000 - Effects of sodium chloride on foliar ultrastructure of sweet potato (*Ipomoea batatas* Lam.) plantlets grown under light and dark conditions *in vitro* - *J. Plant Physiol.*, vol. 157, p. 661-667.
- MONIRIFARH and BARGHIM., 2009- Identification and selection for salt tolerance in alfalfa (*Medicago sativa* L.) ecotypes via physiological traits. *Not. Sci. Biol.*;1:63-66.

-
- MONNEUVEUX P, 1992- Quelles stratégies pour l'amélioration génétique de la tolérance au déficit hydrique des céréales d'hiver. In : l'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Eurotexte : p.165-186.
- MORRIS LC., THOMPSON J F and JOHNSON CM., 1969- Metabolism of glutamic and N-acetyl glutamic acid in leaf discs and cell-free extracts of higher plants. *Plant Physiol*, 44: p. 1023-1026.
- MRANI ALAOUI EL JOURMI L. OUARZANE A., LAZAR S., EL ANTRI S., ZAHOUILY M et HMYENE A. , 2013- Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé (Effect of salt stress on germination and growth of six Moroccan wheat varieties) *J. Mater. Environ. Sci.* 4 (6) (2013) 997-1004.
- MUNNS R, 2002- Comparative physiology of salt and water stress plant, cell and Environment, 25: p. 239-250.
- MUNNS R. and TERMAAT A., 1986. Whole-plant responses to salinity. *Australian Journal of Plant Physiology* 13, 143–160.
- MUNNS R and TESTER M., 2008- Mechanisms of salinity tolerance. *Annu Rev Plant Biol* 59:651–668 doi:10.1146/annurev.arplant.59.032607.09291.
- NABIL, M. and COUDRET A., 1995 - Effects of sodium chloride on growth, tissue elasticity and solute adjustment in two *Acacia nilotica* subspecies. *Physiologia plantarum*, 93: 217-224.
- NILSON SH and ASSMANN SH., 2007- the control of transpiration. In sights from rhabdopsin. *Plant physiology*, 143: 19- 27.
- NOGEIRA R.J.M.C., ALOUFA M.A.I and DE ALBUQUERQUE M.B., 2004- Stomatic behaviour and leaf water potential in young plants of *Annonasquamosa*. Submitted to saline stress. *Fruits* ,59: 209-214.
- NOURI L, 2002- Ajustement osmotique et maintien de l'activité photosynthétique chez le blé dur (*Triticum durum*, Desf), en conditions de déficit hydrique. These de magistère en biologie végétale: p.4-16.
- NZIKOU J.M., MVOULA T., MATOUBA E., OUAMBA J. M., KAPSEU C., PARMENTIER M. ET OYEN L. P. N. et JEMMENS R. H. M. J., 2002- Ressources végétales de l'Afrique Tropicale. PROTA précurseur, ISBN 90-77114-03-3.
- O'LEARY M.H., 1982- Phosphoenolpyruvate carboxylase: an enzymologist's view. *Ann. Rev. Plant Physiol* 33: p.297-300.
- O'TOOL J.C and CRUZ R.T., 1980- Reponse of leaf water potential stomatal resistance and leaf rolling to water stress. *Plant physiol* 65: p.428-432.
- OKÇU G., KAYA M D and ATAK M., 2005- Effects of salt and drought stresses on germination and seedling growth of pea (*Pisum sativum* L.). *Turk. J. Agric. For.* 29: 237-242.
-

-
- OLMOS E and HELLIN E. 1996 - Cellular adaptation from a salt-tolerant cell line of *Pisum*
- ORCUTT D.M and NILSEN ., 2000- physiology of plants under stress. 96p.
- ORTEGA JL and TEMPLES SJ. BAGGA S. GHOSHROY S AND SENGUPTA G.,2004- Biochemical and molecular characterization of transgenic *Lotus japonicus* plants constitutively over-expressing a cytosolic glutamine synthetase gene. *Planta* 2004; 219: 807-818.
- OSMOND C.B and POPP M., 1983- The balance of malate synthesis and metabolism in response to ion uptake in exuded wheat roots. *Plant Sci* 32: p.115-123.
- OUERGHI, Z., CORNIC, G., ROUDANI, M., AYADI, A. and BRULFERT, J. 2000- Effect of NaCl on Photosynthesis of Two Wheat Species (*Triticum durum* and *T. aestivum*) Differing in Their Sensitivity to Salt Stress. *J. Plant Physiol.*, 156: 335-340.
- OYEN, L.P.A. and LEMMENS, R.H.M.J., 2002- Plant resources of Tropical Africa. Precursor. Wageningen: PROTA Programme. 187 pp. (Associate Editors, **Davis***, **S.D.**, Chauvet, M. & Siemonsma, J.S. (Also published in French in *Resources végétales de l'Afrique tropicale*. Précurseur. PROTA Programme, Wageningen, the Netherlands. 207 pp.).
- PARENT C and CAPELLI N., DAT J., 2008- Formes réactives de l'oxygène, stress et mort cellulaire chez les plantes. *Comptes Rendus Biologies*, vol.331 (4), p. 255-261.
- PARIDAA A. K. and DAS A.B., 2002- Salt tolerance and salinity effects in plants: a review *ecotoxicology and environment safety* 60: 324-349.
- PEREZ, S.C.J.G.A. and TAMBELINI, M., 1995. Efeito da salinidade e do estresse hídrico no desenvolvimento precoce da germinação de algaroba. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília 11: 1289-1295.
- PHAMTHI A.T., FLOOD C and VIEIRA DA SILVA J., 1982- Effects of water stress on lipid and fatty acid composition of cotton leaves. In: *wintermans and kuites eds. Biochemistry and metabolism of plant lipid*. Elsevier. Amsterdam.
- RAI VK. SHING G. THAKUR PS and BANYAL S., 1983. protein and amino- acid relationship during water stress in relation to drought resistance. *Plant physiol* ; 10: 161.
- RASMUSSEN A. G., HEISER V., ZABALETA E., BRENNICKE A. and GROHMANN L., 1998 – Physiological, biochemical and molecular aspects of mitochondrial complex I in *Plant. Biochim. Biophys Acta* 1364: p. 101-111.
- RAY N, 2001- Extraction, purification et analyse oligomérique d'un mutant d'Hsc70. Rapport de stage d'Ingénierie des Protéines. Magistère de biologie-biochimie (ENS), p1-4.
- RAYAPATI P J and STEWART CR., 1991- Solubilization of proline dehydrogenase from maize mitochondria. *Plant Physiol*, 95 : p787-791.
-

-
- REBETZKE, G. J., RICHARDS, R. A., FETTEL, N. A., LONG, M., CONDON, A. G., FORRESTER, R. I and BOTWRIGHT, T. L., 2007- Genotype increases in coleoptile's length improves stand establishment, vigor and grain yield of deep sown wheat. *Field Crops Research*, 100: 10 - 23.
- RODRIGUEZ, M. L., NAKAYASU, E. S., OLIVEIRA, D. L., NIMRICHTER, L., NOSANCHUK, J. D., ALMEIDA, I. C and CASADEVALL, A., 2008- Extracellular vesicles produced by *Cryptococcus* informants contain protein components associated with virulence. *Eukaryot.Cell*, 7: 58- 67.
- ROSA M., PRADO C., PODAZZA G., INTERDONATO R., GONZALEZ J. A., HILAL M. and PRADO F. E., 2009-Soluble sugars metabolism, sensing and abiotic stress," *Plant Signaling and Behavior*, vol. 4,no.5, pp. 388-393.
- SALEHI M. and ARZANI A., 2014- Evaluation of triticale genotypes for salt tolerance using physiological traits,"*Emir. J. Food Agric*, vol.26, no.3, pp. 277-283.
- SANNADA Y., UEDA H., KURIBAYASHI K., ANDOH T., HAYASHI F., TAMAI N and WADA K., 1995- Novel light- dark change of proline levels in halophyte (*Mesembrianthemumcrystallinum* L.) and glycophyts (*Hordeumvulasare* L and *Triticumaestivum* L.) leaves and roots under salt stress. *Plant Cell* 36: p.965-970.
- SAWADOGO M., BALMA D and ZOMBRE G., 2006- Expression de différents écotypes de gombo (*A. esculentus* (L.)) au déficit hydrique intervenant pendant la boutonnisation et la floraison. *BASE, Biotechnologie, Agronomie, Société, Environnement*.10 (1): 43-54.
- SAWADOGO M.,BALMA D.,NANA R and METO-KAZILE S.R., 2009- Diversité agromorphologique et commercialisation du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) à Ouagadougou et ses environs. *Int. J. chem. Sci.* 3(2): 326-336.
- SCHROEDER JI and HAGIWARA S.,1989- Cytosolic calcium regulates ion channels in the plasma membrane of *Vicia faba* guard cells. *Nature* 338:p. 427-430.
- SHAY.E G, 1990- Saline agriculture. Salt-tolerant plant for developing countries. Report of a board on science and technology for international development office of international affairs national research, national Academy Press Washington.
- SHEN YG., ZHANG WK., YAN DQ., DU BX, ZHANG JS., LIU Q., CHENSHIU SH and BLEECKER AB., 2001- Plant receptor-like kinase gene family: diversity, function, and signaling. *Sci STKE* 2001: RE22.
- SIEMONSMA J.S., 1982 - West-African okra - morphological and cytogenetical indications for , the existence of a natural amphidiploid of *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench and *A. manihot* (L.)Medikus.*Euphytica*, s(1)24:1-252.
- SINGH H. B. and BHATNAGAR, 1975 – Chromosome number in an Okra from Ghana. *Indian. J. Genet. Plant Breed.*, 36(1): 26, 27.
- SINGH NK., LAROSA PC., HANDA AK., HASEGAWA PM and BRESSAN RA., 1987- Hormonal regulation of protein synthesis associated with salt tolerance in plant cells. *ProcNatlAcadSci USA* 84: p.739-743.
-

-
- SINGH S. P., 1962 – Breeding of field resistance to yellow vein mosaic in Bhindi. Indian J. Genet. Plant Breed., 22(2) : 137-144.
- SINGH S. P; SRIVASTAVA J. P. and SINGH H. N., 1975 -Heterosis in bhindi (*Abelmoschus esculentus*).Prog. Hort., 7(2) : 5-15.
- SINGH S.C., SINHA R.P., HADER D.P, 2002; Role of lipids and fatty acids in stress tolerance in cyanobacteria. ActaProtozool.41, 297–308.
- SLAMA F, 2004- La salinité et la production végétale: p. 5-23.
- SLAMA F., 1982- Effet du chlorure de sodium sur la croissance et la nutrition minérale : étude comparative de six espèces cultivées. ThèseDoct .UniTunisie : 241p.
- SLAMA K., BEN REJEB A., ROUACHED A., JDEY M., RABHI O., TALBI A., DEBEZ A., SAVOURÉ C., ABDELLY., 2007-Presence of proline in salinized nutrient solution re-enforces the role of this amino acid in osmoregulation and protects lipid membrane peroxidation in *Arabidopsis thaliana*,” Australian Journal of Crop Science,vol. 8, no.10, pp.1367-1372.
- SOUZA J.G., VIERA DASILVA J.M., NETO G and GILES J.A., 1983- Velocidadededcrescimen to da raizcomoparametro de resistencia a secanoalgotdoerio. Agropec.Bras. Brasilia 18:p. 169-172.
- SZABADOS L and SAVOURE A., 2010- Proline: a multifunctional amino acid.*Trends in plant science*, vol. 15(2),p. 89-97.
- TURNUR N.C., WALTER R.S and EVANS P., 1987- Water relation and osmotic adjustment of leaves and roots of Lupins in response to water deficit.Pub Crop.Scie 27: p.977-983.
- UNGAR A., 1991. *Ecophysiology of vascular halophytes*. Boca Raton (Florida): CRC Press.
- VAIDA M. V. and NANOTY M. V., 1989 – Bhindi seed powder as coagulant in removal of turbidity from water. Indian J Environ Hlth, 31: 43-8.
- VERSLUES P. E. S., KATIYAR-AGARWAL M. A., ZHU J. and ZHU J., 2006- Methods and concepts in quantifying resistance to drought, salt and freezing, abiotic stresses that affect plant water status. The Plant Journal, vol. 45, no. 4, pp. 523–539.
- VIERA DA SILVA, 1976- Water stress ultrastructure and enzymatic: p.207-224. water stress. I. Alteration in photosynthesis, leaf conductance, translocation.
- WHITE PJ, 1999- The molecular mechanism of sodium influx to root cells. Trends in plant Science: p.245-246.
- WILKINSON S and DAVIES W.J; 2002 – ABA- based Chemical signaling: the co.ordination of responses to stress in plants. Cell environ. 25: 195-210.
- WILLIAMS, K.D., M.A. RINGER, C.A. SENIOR, M.J. WEBB, B.J. MCAVANEY, N. ANDRONOVA, S. BONY, J.-L. DUFRESNE, S. EMORI, R. GUDGEL, T. KNUTSON, B. LI, K. LO, I. MUSAT, J. WEGNER, A. SLINGO, and J.F.B.
-

-
- MITCHELL, 2006- Evaluation of a component of the cloud response to climate change in an intercomparison of climate models. *Clim. Dyn.*, 26, 145-165, doi:10.1007/s00382-005-0067-7.
- WOLLMAN F.A., 2004- Physiologie membranaire et moléculaire du chloroplaste- CNRS.
- WU J.L., SELISKAR D.M and GALLAGHER J.L., 1998. Stress tolerance in the marsh plane *Spartina patens*: impact of NaCl on growth and root plasma membrane lipid composition. *Physiol. Plant.* 102, 307–317.
- YKHLEF N., 2001- photosynthèse, activité photochimique et tolérance au déficit hydrique chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.). Thèse de doctorat d'état en physiologie végétale- Amélioration des plantes, 120 p.
- YOKOI SHUJI., BRESSAN RA and HASEGAWA PM., 2002- Salt stress tolerance of plants. Center for environmental stress physiology, Purdue University.
- ZAHOW M.F and AMRHEIN C., 1992- reclamation of a salinodic soil using synthetic polymers and gypsum. *Soil Sci society. American journal* 56: p.1257-1260.
- ZEMANI N., 2009.- Réponse de la germination des graines du Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) à l'action combinée de la salinité et de la gibbérelline (GA3). Thèse de Magister.
- ZHANG Y.E., VIBRANOVSKI, M.D., KRINSKY, B.H et LONG, M. (2011). Supplementary Data. *Bioinformatics* 27(13).
- ZHIFANG G and LOESCHER W.H., 2003. Expression of a celery mannose 6-phosphate reductase in *Arabidopsis thaliana* enhances salt tolerance and induces biosynthesis of both mannitol and a glucosyl-mannitol dimer. *Plant Cell Environ* 26:275-283.
- ZHU J K., 2001- Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science* 6:p. 66-71.
- ZID et GRIGNON., 1991- Les tests de sélection précoce pour la résistance des plantes au stress, cas des stress salin et hydrique. L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Ed. AUPELF-UREF : p.91-108.

Annexe 1

Tableau 1- Classification des sols salés selon DUCHAFOUR, 1986.

Sols	Complexe absorbant	Conductivité électrique	pH
Sodisols (Solonetz)	Saturé en sodium	CE < 4 mmhos /cm	> 8.5
Salisols (Solontchaks)	Saturé en calcium	CE > 4 mmhos / cm	< 8.5

Tableau 2- Production mondiale du gombo en tonnes (FAO, 2004)

Inde	3550000	72 %
Nigéria	730000	15 %
Pakistan	110000	2 %
Ghana	100000	2 %
Bénin	86000	2 %
Égypte	85000	2 %
Autres pays	251835	5 %
Total	4912835	100 %

Annexe 2

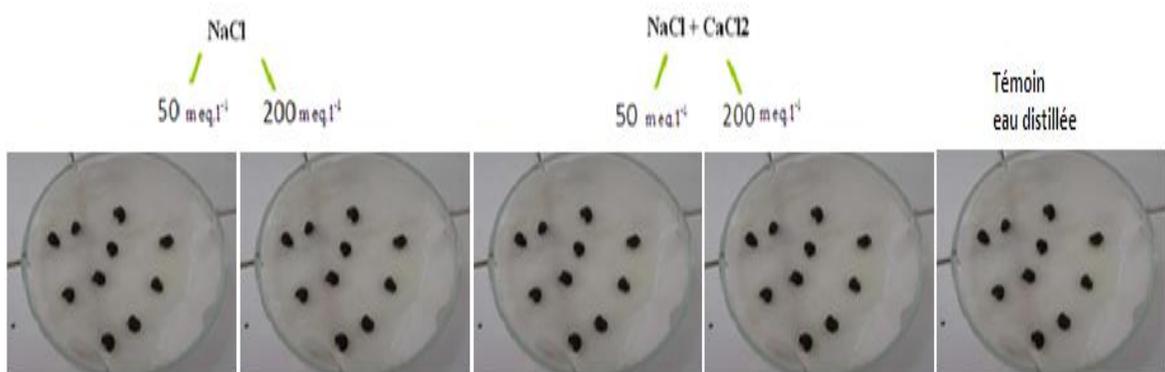


Figure 1. Dispositif expérimental pour étudier les paramètres de germination.

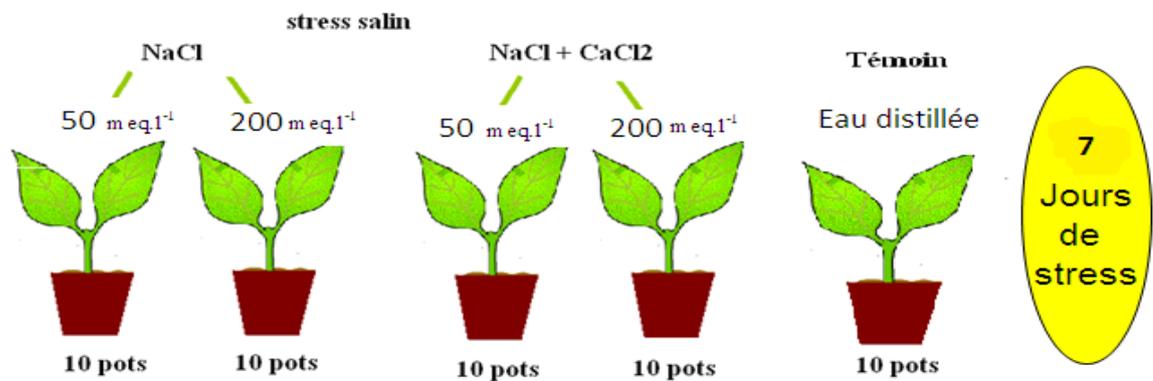


Figure 2. Dispositif expérimental des plantes au stade végétatif, après 90 jours de semi.

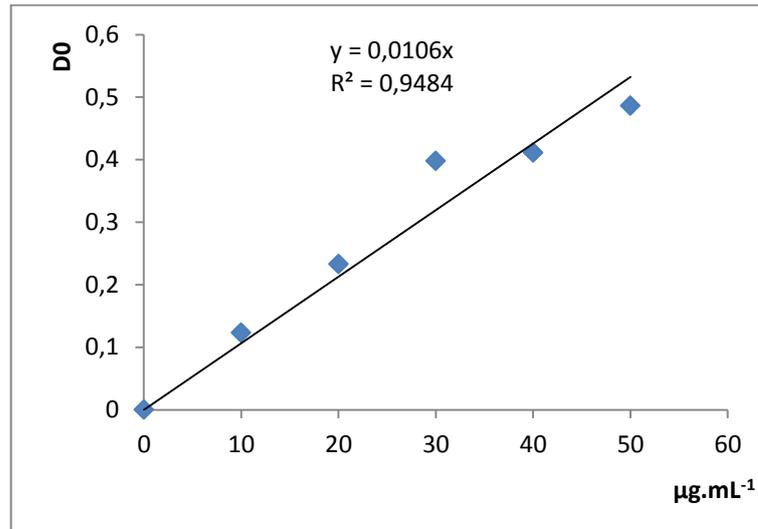


Figure 3. Courbe d'étalonnage des protéines.

Annexe 3

Tableau 1- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs relatives en eau des différents organes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgée de 90 jours et traitées au NaCl et NaCl + CaCl₂.

Traitements	Témoin	50meq	200meq
TRE (%)			
au NaCl	26.80 ± 2.87	24.21± 3.21NS	16.61± 2.35*
au NaCl + CaCl ₂	26.80 ± 2.87	12.52± 0.1* *	14.01± 2.5* *

* : Significatif, NS: Non Significatif

Tableau 2- Test statistique de signification (à P=5%) des taux de déperdition de l'eau de l'avant dernière feuille d'*Abelmoschus esculentus* L. traitées au NaCl et NaCl + CaCl₂.

TDE \ Traitements	Témoin	50meq	200meq
Sous traitement salin au NaCl après 60min	0,328±0,02	0,394±0,02*	0,58±0,07*
Sous traitement salin au NaCl + CaCl ₂ après 60min	0,328±0,02	0,37±0,05* *	0,49±0,03* *
Sous traitement salin au NaCl après 120min	0,14±0,03	0,18±0,03NS **	0,3±0,04* **
Sous traitement salin au NaCl + CaCl ₂ après 120min	0,14±0,03	0,18±0,02NS **	0,25±0,03* **

* : Significatif, NS: Non Significatif

Tableau 3- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en chlorophylles des feuilles des plantes d'*Abelmoschus esculentus* L. âgées de 90 jours après une semaine de traitements salins au NaCl.

Traitements	Témoin	50 meq	200 meq
Chlorophylle a	4.99 ± 0.11	3.82± 0.47 *	4.67± 0.76NS
Chlorophylle b	2.73 ± 0.14 *	1.58± 1.05NS *	8.97± 0.59* *
Caroténoïdes	2.33 ± 0.16 *	1.8± 0.31NS *	2.28± 0.29NS *

* : Significatif, NS: Non Significatif

Tableau 4- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en chlorophylles des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl+ CaCl₂.

Traitements	Témoin	50meq	200meq
Chlorophylle a	4.99 ± 0.11	5.44± 0.65 NS	5± 0.1NS
Chlorophylle b	2.73 ± 0.14 *	3.04± 0.14NS *	2.73± 0.45NS *
Caroténoïdes	2.33 ± 0.16 *	2.84± 0.38NS *	3.02± 0.61NS *

* : Significatif, NS: Non Significatif

Tableau 5- Test statistique de signification (à P=5%) des longueurs des tiges, des racines et la surface foliaire du gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl.

Traitements	Témoin	50meq	200meq
Longueur des tiges	26 ± 2.64	24± 1*	22± 0.81*
Longueur des racines	10.56 ± 0.55 *	9.9±2.65NS *	10.66± 0.47NS *
Surface foliaire	4.23 ± 0.44 *	4.21± 0.17NS *	2.41± 0.2 *

Tableau 6- Test statistique de signification (à P=5%) des longueurs des tiges, des racines et la surface foliaire du gombo âgée de 90 jours stressées au NaCl+ CaCl₂.

Traitements	Témoin	50meq	200meq
Longueur des tiges	26 ± 2.64	24± 0.8*	21.07± 0.89*
Longueur des racines	10.56 ± 0.55	11.16±1.43*	7.16± 0.62*
Surface foliaire	4.23 ± 0.44	2.89± 0.17*	2.256 ± 0.13*

Tableau 7- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en acides aminés des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq
Acide aspartique	2.08	2.22**	2.88**	2.64*	2.81**	5.18**
Arginine	3.12	3.94**	5.17**	4.58*	4.88**	6.92**
Proline	2.1	2.99**	5.86**	3.8*	4.68**	7.92**
Méthionine	0.31	0.48**	0.48**	0.58*	0.66**	0.98**
Histidine	1.79	1.844*	2.11**	1.99*	2.41**	2.88**
Valine	2.17	2.22**	2.32**	2.56*	2.62**	2.79**

Tableau 8- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en acides aminés des différents organes du Gombo, âgée de 90 jours stressées au NaCl+ CaCl₂.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq
Acide aspartique	2.08	2.82**	2.77**	2.64**	5.1**	4.89**
Arginine	3.12	6.47**	6.28**	4.58**	7.81**	7.63**
Proline	2.1	6.22**	7.04**	3.8**	8.78*	9.01**
Méthionine	0.31	0.99**	1.01**	0.58**	1.28**	1.47**
Histidine	1.79	1.16*	1.30*	1.99*	1.91*	1.92*
Valine	2.17	2.32**	2.33**	2.56**	2.81**	2.8**

Tableau 9- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en sucres solubles des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq
Glucose	0.56	0.72**	0.94**	0.81	0.94**	1.06**
Fructose	1.99	2.48**	3.64**	3.81	4.17**	4.92**
Saccharose	2.02	2.47**	2.2**	2.41	3.01**	3.41**

Tableau 10- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en sels minéraux des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl+CaCl₂.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq
Glucose	0.56	0.86**	0.76**	0.81	0.96**	0.89**
Fructose	1.99	3.41**	3.11**	3.81	4.61**	3.92**
Saccharose	2.02	2.19**	2.27**	2.41	3.15**	3.2**

Tableau 11- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en mucilages des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq
Galactose	2.28	2.49**	3.12**	1.98	1.99**	3.84**
Rhamnose	1.37	2.38**	2.77**	0.96	1.08**	1.52**
Acide galacturonique	4.18	4.48**	4.51**	3.08	3.61**	3.66**

Tableau 12- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en mucilage des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl+CaCl₂.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq
Galactose	2.28	3.91**	3.92**	1.98	4.52**	4.56**
Rhamnose	1.37	2.80**	2.79**	0.96	1.5**	1.52**
Acide galacturonique	4.18	4.46**	4.41**	3.08	3.58**	3.66**

Tableau 13- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en protéines solubles des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl.

Traitements	Témoin	50meq	200 meq
Organes			
Feuilles	0.51 ± 0.258	0.71± 0.09 NS	2.57± 0.152 *
Racines	0.28 ± 0.06 *	0.73 ±0.116 NS NS	2.77± 0.013 * NS

Tableau 14- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en protéines solubles des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl+ CaCl₂.

Traitements	Témoin	50meq	200 meq
Organes			
Feuilles	0.51 ± 0.258	0.7± 0.38 NS	1.46± 0.11 *
Racines	0.28 ± 0.06 *	3.10 ±0.14* **	1.64± 0.22* *

Tableau 15- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en sels minéraux des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq

K ⁺	16.53	15.49NS	18.88NS	10.55NS	12.49NS	9.69*
Ca ⁺⁺	13.25	11.78NS	16.56NS	13NS	19.49*	18.08*
Na ⁺	5.12	8.27NS	8.05NS	11.16*	16.47*	11.45*

Tableau 16- Test statistique de signification (à P=5%) des teneurs en sels minéraux des différents organes du Gombo. âgée de 90 jours stressées au NaCl+ CaCl₂.

Organes	Feuilles			Racines		
	Témoin	50 meq	200 meq	Témoin	50 meq	200 meq
K ⁺	16.53	14.07NS	16.03NS	10.55NS	13.89NS	15.53NS
Ca ⁺⁺	13.25	52.12*	55.05*	13NS	79.19*	17.31NS
Na ⁺	5.12	7.12NS	16.03*	11.16*	12.69*	14.66*

Annexe 4

Tableau 1- Test de corrélation entre les différents paramètres physiologiques et biochimiques et les traitements salins. Corrélations significatives marquées à p < ,05000

	Prol	Prot	Glu	RWC	TDE	K	Ca	Na	Chla	Chlb	SF	longeur
Salinité	,625**	,161	,156	-,559**	,126	,204	,219	,482**	,037	-,088	-,735**	-,056
Proline	1	,720**	,734**	-,885**	,549**	-,082	,671**	,454**	-,385**	-,178	-,923**	-,506**
Protéines		1	,710**	-,353	,311	,043	,594**	,129	-,248	,151	-,604**	-,310
Glucose			1	-,678**	,531**	-,248	,486**	,502**	-,569**	-,089	-,801**	-,680**
RWC				1	-,466	,084	-,671**	-,372	-,366	-,258	,774**	,645**
TDE					1	-,135	,365	,158	-,068	,187	-,440	-,312

K					1	-,290*	-,136	,471**	,537**	-,228	,471**
Ca						1	,235	-,171	-,282*	-,597**	-,261
Na							1	-,460**	-,387**	-,641**	-,562**
Chla								1	,711**	-,324	,968**
Chlb									1	-,430*	,654**
S F										1	,829**
longueur											1

Tableau 2- Test statistique de corrélation entre les teneurs en chlorophylle a, b, les caroténoïdes et les traitements salins. Corrélations significatives marquées à $p < ,05000$

	Salinité	Chla	Chlb	Caroténoïde
Salinité	1	0,037	-0,088	0,130
Chla		1	0,711**	0,972**
Chlb			1	0,682**
Caroténoïde				1

Tableau 3- Test statistique de corrélation entre le poids frais, sec et surfaces des feuilles, longueur des plantes et les traitements salins. Corrélations significatives marquées à $p < ,05000$

	Salinité	SurfaceF	PoidsFF	Poids SF	Longueur
Salinité	1	-0,735**	-0,838**	-0,992**	-0,056
SurfaceF		1	0,876**	0,791**	0,829**
PoidsFF			1	0,868**	0,700**
Poids SF				1	0,676**
Longueur					1

Tableau 4- Test statistique de corrélation entre les teneurs en acides aminés, organes de la plante et les traitements salins. Corrélations significatives marquées à $p < ,05000$.

	Arginine	Proline	Méthionine	Histidine	Valine	Aspartate	Salinité	Organe
Arginine	1	0,984**	0,976**	0,036	0,770**	0,855**	0,617**	0,452**
Proline		1	0,972**	0,109	0,756**	0,870**	0,625**	0,437**
Méthionine			1	-0,036	0,723**	0,813**	0,701**	0,392**
Histidine				1	0,510**	0,468**	-0,382**	0,637**
Valine					1	0,898**	0,266	0,909**
Aspartate						1	0,360*	0,685**
Salinité							1	0,000
Organe								1

Tableau 5- Test statistique de corrélation entre les teneurs en sucres, organes de la plante et les traitements salins. Corrélations significatives marquées à $p < ,05000$

	Organe	Salinité	Glucose	Fructose	Saccharose
Organe	1	0,000	0,581**	0,795**	0,838**
Salinité		1	0,156	0,042	0,145
Glucose			1	0,911**	0,721**
Fructose				1	0,805**
Saccharose					1

Tableau 6- Test statistique de corrélation entre les teneurs en mucilages, organes de la plante et les traitements salins. Corrélations significatives marquées à $p < ,05000$

	Organe	Salinité	Galactose	Rhamnose	Galacturonique
Organe	1	0,000	0,117	-0,792**	-0,912**
Salinité		1	0,691**	0,304*	0,114
Galactose			1	0,336*	0,110
Rhamnose				1	0,891**
galacturonique					1

Tableau 7- Test de corrélation entre les teneurs en sels minéraux, organes de la plante et les traitements salins. Corrélations significatives marquées à $p < ,05000$

	Organe	Salinité	K ⁺	Ca ⁺⁺	Na ⁺
Organe	1	0,000	-0,502**	0,236	0,492**
Salinité		1	0,204	0,219	0,482**
K ⁺			1	-0,290*	-0,136*
Ca ⁺⁺				1	0,235
Na ⁺					1

Annexe 5

Tableaux des moyennes et des écarts type des différents paramètres étudiés

Chl a	NaCl		CaCl ₂		
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	4,86	3,05	4,10	5,47	4,91
	5,01	4,24	3,69	5,00	5,01
	4,88	3,90	4,88	6,57	4,88
	5,10	4,14	5,58	5,10	5,10
	5,10	3,98	5,10	5,10	5,10
Moyenne	4,990	3,862	4,670	5,448	5,000
Ecart type	0,116	0,473	0,765	0,652	0,103

Chl b	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	2,71	3,09	8,79	2,92	2,59
	2,78	2,42	8,12	2,87	2,01
	2,49	0,38	9,76	3,22	2,88
	2,89	1,28	9,10	3,10	3,10
	2,78	2,10	9,10	3,10	3,10
Moyenne	2,730	1,854	8,973	3,042	2,736
Ecart type	0,149	1,050	0,595	0,144	0,457

Caroténoïdes	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	2,08	1,76	2,20	2,50	2,59
	2,46	1,98	2,12	2,35	2,61
	2,49	1,88	2,18	3,18	2,52
	2,28	1,28	2,81	3,10	3,71
	2,38	2,10	2,10	3,10	3,68
Moyenne	2,338	1,800	2,282	2,846	3,022
Ecart type	0,166	0,317	0,298	0,389	0,615

K ⁺ F	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	17,53	15,51	18,12	14,29	17,16
	16,74	17,11	18,20	13,98	14,70
	16,69	14,52	23,50	11,83	17,69
	14,91	16,60	14,70	13,08	19,91
	16,80	13,73	19,91	17,20	12,08
Moyenne	16,534	15,494	18,886	14,076	16,308
Ecart type	0,970	1,405	3,198	1,991	3,003

K ⁺ R	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
NaCl	7,78	13,04	6,04	16,22	12,08
	13,48	11,88	18,22	14,96	15,76

	8,66	17,24	5,98	15,40	20,02
	9,92	10,02	10,14	10,30	18,30
	12,94	12,56	8,08	12,58	11,53
Moyenne	10,556	12,948	9,692	13,892	15,538
Ecart type	2,547	2,660	5,066	2,422	3,735

Ca⁺⁺ F	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	18,54	1,56	7,30	47,99	54,51
	8,01	1,58	6,50	56,50	50,11
	11,40	1,58	5,50	48,90	51,51
	13,50	1,68	6,50	49,20	60,03
	14,80	2,51	7,00	58,01	59,10
Moyenne	13,250	1,782	6,560	52,120	55,052
Ecart type	3,916	0,410	0,684	4,739	4,428

Ca⁺⁺ R	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
NaCl	3,00	25,48	77,34	67,10	20,34
	3,00	25,66	69,20	86,40	13,62
	3,00	13,96	75,50	75,40	19,40
	3,00	19,35	80,90	89,98	14,30
	3,00	13,00	97,20	77,10	18,90
Moyenne	3,000	19,490	80,028	79,196	17,312
Ecart type	0,000	6,055	10,495	9,128	3,113

Na⁺ F	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
NaCl	3,09	8,21	5,39	9,96	17,16
	4,19	7,96	3,50	3,35	14,70
	6,19	8,22	11,58	7,12	17,69
	6,04	7,69	9,52	5,18	19,91
	6,12	9,29	10,30	10,02	12,08
Moyenne	5,126	8,274	8,058	7,126	16,308
Ecart type	1,412	0,608	3,445	2,935	3,003

Na⁺ R	NaCl			CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
NaCl	6,12	15,18	12,02	9,80	15,90
	14,01	15,06	7,96	12,66	16,70

	13,58	15,68	11,28	12,42	12,80
	7,22	20,18	12,82	15,50	13,90
	14,90	16,26	13,20	13,08	14,00
Moyenne	11,166	16,472	11,456	12,692	14,660
Ecart type	4,150	2,126	2,090	2,029	1,595

Feuilles NaCl

galactose	Témoin	50meq	200meq
1	2,28	2,48	3,13
2	2,29	2,49	3,13
3	2,28	2,5	3,11
4	2,28	2,49	3,11
5	2,28	2,49	3,12
Moyenne	2,282	2,49	3,12
Ecart type	0,004	0,007	0,010
	2,28	2,49	3,12

Racines NaCl

galactose	Témoin	50meq	200meq
1	1,99	1,99	3,83
2	1,98	1,99	3,83
3	1,97	2	3,85
4	1,98	1,98	3,85
5	1,98	1,99	3,84
Moyenne	1,98	1,99	3,84
Ecart type	0,007	0,007	0,010

Feuilles CaCl₂

galactose	Témoin	50meq	200meq
1	2,28	3,91	3,99
2	2,29	3,9	3,99
3	2,28	3,91	3,98
4	2,28	3,91	4
5	2,28	3,92	3,99
Moyenne	2,282	3,91	3,99
Ecart type	0,004	0,007	0,007

Racines CaCl₂

galactose	Témoin	50meq	200meq
1	1,99	4,51	4,6
2	1,98	4,53	4,61
3	1,97	4,52	4,62

4	1,98	4,52	4,6
5	1,98	4,53	4,6
Moyenne	1,98	4,522	4,606
Ecart type	0,007	0,008	0,009

Feuilles CaCl₂

rhamnose	Témoin	50meq	200meq
	1,36	2,38	2,76
	1,36	2,39	2,76
	1,37	2,38	2,77
	1,38	2,38	2,78
	1,38	2,38	2,79
Moyenne	1,37	2,382	2,772
Ecart type	0,010	0,004	0,013

Racines CaCl₂

rhamnose	Témoin	50meq	200meq
	0,96	1,09	1,53
	0,96	1,08	1,52
	0,97	1,07	1,54
	0,95	1,08	1,51
	0,97	1,08	1,5
Moyenne	0,962	1,08	1,52
Ecart type	0,008	0,006	0,016

Feuilles CaCl₂

rhamnose	Témoin	50meq	200meq
	1,36	2,79	2,85
	1,36	2,78	2,84
	1,37	2,79	2,84
	1,38	2,79	2,83
	1,38	2,8	2,84
Moyenne	1,37	2,79	2,84
Ecart type	0,010	0,007	0,007

Racines CaCl₂

rhamnose	Témoin	50meq	200meq
	0,96	1,5	1,53
	0,96	1,52	1,52
	0,97	1,49	1,54

	0,95	1,51	1,51
	0,97	1,49	1,5
Moyenne	0,962	1,502	1,52
Ecart type	0,008	0,012	0,016

Feuilles CaCl₂

acide galacturonique	Témoin	50meq	200meq
	4,17	4,47	4,67
	4,18	4,48	4,68
	4,18	4,48	4,68
	4,19	4,49	4,69
	4,18	4,48	4,68
Moyenne	4,18	4,48	4,68
Ecart type	0,007	0,007	0,007

Racines CaCl₂

ac galacturonique	Témoin	50meq	200meq
	3,07	3,61	3,78
	3,08	3,6	3,77
	3,08	3,61	3,76
	3,09	3,61	3,77
	3,08	3,62	3,77
Moyenne	3,08	3,61	3,77
Ecart type	0,007	0,007	0,007

Protéines	Feuilles			racine		
	Témoin	50meq	200meq	Témoin	50meq	200meq
1	0,69	0,5	2,55	0,21	0,69	2,76
2	0,66	0,7	2,73	0,3	0,83	2,76
3	0,84	0,8	2,73	0,24	0,84	2,77
4	0,5	0,69	2,5	0,38	0,53	2,78
5	0,69	0,9	2,38	0,31	0,79	2,79
Moyenne	0,676	0,718	2,578	0,288	0,736	2,772
Ecart type	0,121	0,093	0,152	0,066	0,116	0,013

Protéines	Feuilles			+ CaCl ₂		
	Témoin	50meq	200meq	Témoin	50meq	200meq
1	0,69	0,57	1,33	0,21	3,38	1,76
2	0,66	0,57	1,53	0,3	3,1	1,62

3	0,84	0,5	1,41	0,24	3,09	1,26
4	0,5	1,38	1,61	0,38	2,98	1,78
5	0,69	0,49	1,42	0,31	2,98	1,79
Moyenne	0,676	0,702	1,46	0,288	3,106	1,642
Ecart type	0,121	0,381	0,110	0,066	0,146	0,224

Feuilles NaCl

glucose	témoin	50meq	200meq
1	0,55	0,72	0,96
2	0,57	0,73	0,95
3	0,57	0,71	0,97
4	0,56	0,72	0,96
5	0,55	0,72	0,96
Moyenne	0,56	0,72	0,96
Ecart type	0,010	0,007	0,007

RACINES NaCl

glucose	témoin	50meq	200meq
1	0,8	0,94	1,08
2	0,81	0,95	1,06
3	0,82	0,95	1,07
4	0,83	0,95	1,06
5	0,8	0,92	1,04
Moyenne	0,812	0,942	1,062
Ecart type	0,013	0,013	0,015
	0,81	0,94	1,06

Feuilles +CaCl₂

glucose	Témoin	50meq	200meq
1	0,55	0,76	0,86
2	0,57	0,78	0,85
3	0,57	0,77	0,87
4	0,56	0,79	0,86
5	0,55	0,75	0,86
Moyenne	0,56	0,77	0,86
Ecart type	0,010	0,016	0,007

Racines +CaCl₂

glucose	Témoin	50meq	200meq
1	0,8	0,96	0,89
2	0,81	0,95	0,9

3	0,82	0,95	0,89
4	0,83	0,98	0,88
5	0,8	0,97	0,9
Moyenne	0,812	0,962	0,892
Ecart type	0,013	0,013	0,008

Feuilles	NaCl		
fructose	Témoin	50meq	200meq
	1,99	2,48	3,64
	1,98	2,49	3,65
	1,99	2,48	3,63
	2	2,48	3,65
	1,99	2,48	3,64
Moyenne	1,99	2,482	3,642
Ecart type	0,007	0,004	0,008

Racines +CaCl ₂			
fructose	Témoin	50meq	200meq
	3,83	4,17	4,94
	3,85	4,18	4,92
	3,84	4,16	4,93
	3,82	4,19	4,91
	3,83	4,17	4,91
Moyenne	3,834	4,174	4,922
Ecart type	0,011	0,010	0,013
	3,83	4,17	4,92

Feuilles	NaCl		
fructose	Témoin	50meq	200meq
	1,99	3,42	3,11
	1,98	3,41	3,12
	1,99	3,42	3,1
	2	3,41	3,12
	1,99	3,4	3,1
Moyenne	1,99	3,412	3,11
Ecart type	0,007	0,007	0,010

Racines +CaCl ₂			
fructose	Témoin	50meq	200meq
	3,83	4,62	3,94
	3,85	4,61	3,92
	3,84	4,6	3,93
	3,82	4,62	3,91

	3,83	4,6	3,91
Moyenne	3,834	4,61	3,922
Ecart type	0,011	0,009	0,013

saccharose	Témoin	50meq	200meq
	2,01	2,48	2,1
	2,02	2,47	2,2
	2,03	2,46	2,3
	2,03	2,48	2,3
	2,02	2,46	2,2
Moyenne	2,022	2,47	2,22
Ecart type	0,008	0,010	0,084

saccharose	Témoin	50meq	200meq
	2,41	3,01	3,42
	2,42	3,02	3,41
	2,41	3	3,4
	2,4	3,02	3,42
	2,42	3	3,41
Moyenne	2,412	3,01	3,412
Ecart type	0,008	0,010	0,008

saccharose	Témoin	50meq	200meq
	2,01	2,2	2,28
	2,02	2,18	2,28
	2,03	2,2	2,26
	2,03	2,19	2,27
	2,02	2,18	2,27
Moyenne	2,022	2,19	2,272
Ecart type	0,008	0,010	0,008

saccharose	Témoin	50meq	200meq
	2,41	3,15	3,19
	2,42	3,15	3,19
	2,41	3,14	3,2
	2,4	3,16	3,22
	2,42	3,16	3,2
Moyenne	2,412	3,152	3,2
Ecart type	0,008	0,008	0,012

surface foliaire

NaCl	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	4,28	4,25	2,45	2,89	1,62
	3,54	3,94	2,73	3,15	1,90
	4,18	4,32	2,14	3,25	1,83
	4,61	4,40	2,25	2,99	2,02
	4,57	4,17	2,50	2,21	1,95
Moyenne	4,236	4,216	2,414	2,898	1,864
Ecart type	0,430	0,176	0,205	0,366	0,137

PF feuille

NaCl	Témoin	50meq	200meq
	0,14	0,14	0,11
	0,13	0,13	0,13
	0,14	0,14	0,10
	0,15	0,15	0,11
	0,15	0,12	0,09
Moyenne	0,142	0,136	0,108
Ecart type	0,008	0,011	0,013

PF CaCl ₂	50meq	200meq
	0,10	0,05
	0,11	0,06
	0,09	0,08
	0,09	0,09
	0,10	0,05
	0,098	0,066
	0,007	0,016

PS feuille

NaCl	Témoin	50meq	200meq
	0,087	0,085	0,077
	0,088	0,084	0,078
	0,089	0,083	0,078
	0,087	0,086	0,077
	0,089	0,085	0,079
Moyenne	0,088	0,085	0,078

Ecart type	0,140	0,001	0,001
Ps Feuilles			
+CaCl ₂	50meq	200meq	
	0,075	0,040	
	0,074	0,043	
	0,073	0,042	
	0,076	0,043	
	0,075	0,041	
Moyenne	0,075	0,042	
Ecart type	0,001	0,001	

PPT feuille/60mn						
NaCl	Témoin	50meq	200meq	CaCl ₂	50meq	200meq
	0,19	0,16	0,15		0,18	0,07
	0,20	0,23	0,22		0,14	0,08
	0,23	0,24	0,24		0,17	0,10
	0,19	0,21	0,20		0,16	0,09
	0,20	0,18	0,18		0,15	0,08
Moyenne	0,202	0,204	0,198		0,160	0,084
Ecart type	0,016	0,034	0,031		0,014	0,010

PPT feuille/120mn						
NaCl	Témoin	50meq	200meq	CaCl ₂	50meq	200meq
	0,17	0,15	0,11		0,15	0,05
	0,18	0,20	0,20		0,12	0,05
	0,19	0,17	0,21		0,12	0,06
	0,16	0,16	0,15		0,11	0,07
	0,18	0,15	0,14		0,12	0,05
Moyenne	0,176	0,166	0,162		0,124	0,055
Ecart type	0,011	0,021	0,038		0,014	0,007

RWC	NaCl			NaCl+ CaCl ₂	
NaCl	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	28,96	21,42	19,20	15,150	11,110
	22,39	21,29	13,42	11,680	17,520
	25,37	23,07	19,48	10,820	15,180
	28,65	27,35	15,49	9,090	11,030
	28,65	27,94	15,47	16,120	15,250
Moyenne	26,804	24,214	16,612	12,572	14,018
Ecart type	2,872	3,216	2,353	0,140	2,550

RWL 60	NaCl			NaCl+ CaCl ₂		
	Témoin	50meq	200meq	témoin	50meq	200meq
	0,31	0,39	0,48	0,31	0,34	0,61
	0,37	0,37	0,57	0,37	0,42	0,52
	0,33	0,38	0,54	0,33	0,3	0,45
	0,31	0,44	0,66	0,31	0,41	0,44
	0,32	0,39	0,66	0,32	0,39	0,47
Moyenne	0,328	0,394	0,582	0,328	0,372	0,498
Ecart type	0,0248998	0,02701851	0,07823043	0,0248998	0,05069517	0,069785385

RWL 120	NaCl			NaCl+ CaCl ₂		
	Témoin	50meq	200meq	témoin	50meq	200meq
	0,15	0,19	0,33	0,31	0,17	0,3
	0,18	0,13	0,24	0,37	0,2	0,26
	0,11	0,19	0,27	0,33	0,15	0,22
	0,1	0,22	0,33	0,31	0,19	0,22
	0,16	0,19	0,33	0,32	0,2	0,26
Moyenne	0,14	0,184	0,3	0,328	0,182	0,252
Ecart type	0,03391165	0,03286335	0,04242641	0,0248998	0,02167948	0,033466401

long tige	NaCl			NaCl+ CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
	24,000	23,000	23,000	23,000	22,200
	25,000	24,000	22,000	25,000	20,000
	29,000	25,000	21,000	24,000	21,000
Moyenne	26,000	24,000	22,000	24,000	21,067
Ecart type	2,646	1,000	0,816	0,816	0,899

long racine	NaCl			NaCl+ CaCl ₂	
	Témoin	50meq	200meq	50meq	200meq
NaCl	11,200	12,200	11,000	9,500	8,000
	10,300	7,000	10,000	11,000	7,000
	10,200	10,500	11,000	13,000	6,500
Moyenne	10,567	9,900	10,667	11,167	7,167
Ecart type	0,551	2,651	0,471	1,434	0,624

Feuilles NaCl					
acide aspartique	Témoin		50meq		200meq
1	2,1		2,22		2,88
2	2,04		2,22		2,88

3	2,1	2,22	2,88
4	2,08	2,22	2,89
5	2,08	2,22	2,87
Moyenne	2,08	2,22	2,88
Ecart type	0,024	0,000	0,007

Racines NaCl

acide aspartique	Témoin	50meq	200meq
1	2,61	2,82	5,18
2	2,64	2,82	5,18
3	2,61	2,8	5,18
4	2,68	2,8	5,19
5	2,68	2,81	5,17
Moyenne	2,644	2,81	5,18
Ecart type	0,035	0,010	0,007

Feuilles CaCl₂

acide aspartique	Témoin	50meq	200meq
1	2,1	2,74	2,77
2	2,04	2,75	2,76
3	2,1	2,76	2,76
4	2,08	2,75	2,79
5	2,08	2,75	2,77
Moyenne	2,08	2,75	2,77
Ecart type	0,024	0,007	0,012

Racines +CaCl₂

acide aspartique	Témoin	50meq	200meq
1	2,61	4,89	5,1
2	2,64	4,88	5,12
3	2,61	4,89	5,13
4	2,68	4,89	5,1
5	2,68	4,9	5,1
Moyenne	2,644	4,89	5,11
Ecart type	0,035	0,007	0,014

arginine	Témoin	50meq	200meq
1	3,17	3,95	5,17
2	3,18	3,94	5,18
3	3,18	3,95	5,17
4	3,19	3,93	5,17
5	3,18	3,93	5,18
Moyenne	3,18	3,94	5,174
Ecart type	0,007	0,010	0,005

arginine		Témoin	50meq	200meq
1	4,57	4,85	6,92	
2	4,58	4,84	6,91	
3	4,58	4,85	6,93	
4	4,59	4,93	6,92	
5	4,58	4,93	6,92	
Moyenne	4,58	4,88	6,92	
Ecart type	0,007	0,046	0,007	

arginine		Témoin	50meq	200meq
1	3,17	6,45	6,27	
2	3,18	6,47	6,28	
3	3,18	6,47	6,28	
4	3,19	6,48	6,29	
5	3,18	6,48	6,28	
Moyenne	3,18	6,47	6,28	
Ecart type	0,007	0,012	0,007	

arginine		Témoin	50meq	200meq
1	4,57	7,56	7,81	
2	4,58	7,55	7,82	
3	4,58	7,54	7,8	
4	4,59	7,56	7,82	
5	4,58	7,56	7,8	
Moyenne	4,58	7,554	7,81	
Ecart type	0,007	0,009	0,010	

proline		Témoin	50meq	200meq
1	2,1	2,99	5,87	
2	2,1	2,99	5,86	
3	2,11	2,98	5,87	
4	2,09	3	5,86	
5	2,1	2,99	5,87	
Moyenne	2,1	2,99	5,866	
Ecart type	0,007	0,007	0,005	

proline		Témoin	50meq	200meq
1	3,8	4,69	7,9	
2	3,7	4,69	7,95	
3	3,7	4,68	7,91	
4	3,9	4,69	7,92	
5	3,9	4,69	7,92	

Moyenne	3,8	4,688	7,92
Ecart type	0,100	0,004	0,019

proline	Témoïn	50meq	200meq
1	2,1	6,21	7,03
2	2,1	6,24	7,05
3	2,11	6,22	7,05
4	2,09	6,21	7,03
5	2,1	6,23	7,04
Moyenne	2,1	6,222	7,04
Ecart type	0,007	0,013	0,010

proline	témoïn	50meq	200meq
1	3,8	8,79	9,04
2	3,7	8,79	9,03
3	3,7	8,78	9,05
4	3,9	8,79	9,04
5	3,9	8,79	9,04
Moyenne	3,8	8,788	9,04
Ecart type	0,100	0,004	0,007

méthionine	Témoïn	50meq	200meq
1	0,31	0,49	0,84
2	0,31	0,49	0,86
3	0,31	0,48	0,83
4	0,32	0,45	0,83
5	0,3	0,49	0,84
Moyenne	0,31	0,48	0,84
Ecart type	0,007	0,017	0,012

méthionine	Témoïn	50meq	200meq
1	0,59	0,66	0,99
2	0,57	0,66	0,96
3	0,6	0,68	0,98
4	0,58	0,65	0,99
5	0,58	0,69	0,98
Moyenne	0,584	0,668	0,98
Ecart type	0,011	0,016	0,012

méthionine	témoin	50meq	200meq
1	0,31	0,99	1,01
2	0,31	0,99	1,02
3	0,31	0,98	1,01
4	0,32	1	1,02
5	0,3	0,99	1
Moyenne	0,31	0,99	1,012
Ecart type	0,007	0,007	0,008

méthionine	Témoin	50meq	200meq
1	0,59	1,28	1,46
2	0,57	1,28	1,46
3	0,6	1,28	1,48
4	0,58	1,29	1,47
5	0,58	1,28	1,49
Moyenne	0,584	1,282	1,472
Ecart type	0,011	0,004	0,013

histidine	Témoin	50meq	200meq
1	1,78	1,84	2,1
2	1,79	1,85	2
3	1,79	1,83	2,12
4	1,8	1,84	2,15
5	1,79	1,84	2,2
Moyenne	1,79	1,84	2,114
Ecart type	0,007	0,006	0,074

histidine	Témoin	50meq	200meq
1	1,98	2,41	2,9
2	1,98	2,42	2,88
3	2	2,4	2,89
4	1,99	2,41	2,88
5	2	2,41	2,89
Moyenne	1,99	2,41	2,888
Ecart type	0,010	0,006	0,008

histidine		Témoin	50meq	200meq
1	1,78	1,18	1,4	
2	1,79	1,15	1,2	
3	1,79	1,16	1,4	
4	1,8	1,15	1,2	
5	1,79	1,18	1,3	
Moyenne	1,79	1,164	1,3	
Ecart type	0,007	0,014	0,100	

histidine		Témoin	50meq	200meq
1	1,98	1,9	1,99	
2	1,98	1,91	1,98	
3	2	1,92	1,99	
4	1,99	1,91	1,99	
5	2	1,91	2	
Moyenne	1,99	1,91	1,99	
Ecart type	0,010	0,006	0,007	

valine		Témoin	50meq	200meq
1	2,18	2,21	2,31	
2	2,18	2,22	2,32	
3	2,16	2,24	2,33	
4	2,16	2,21	2,32	
5	2,17	2,23	2,32	
Moyenne	2,17	2,222	2,32	
Ecart type	0,010	0,013	0,007	

valine		Témoin	50meq	200meq
1	2,57	2,61	2,79	
2	2,57	2,62	2,78	
3	2,56	2,64	2,79	
4	2,56	2,61	2,79	
5	2,57	2,63	2,8	
Moyenne	2,566	2,622	2,79	
Ecart type	0,005	0,013	0,007	

valine	Témoins		50meq	200meq
1	2,18	2,39	2,34	
2	2,18	2,38	2,32	
3	2,16	2,4	2,33	
4	2,16	2,39	2,34	
5	2,17	2,39	2,32	
Moyenne	2,17	2,39	2,33	
Ecart type	0,010	0,007	0,010	

valine	Témoins		50meq	200meq
1	2,57	2,77	2,89	
2	2,57	2,78	2,89	
3	2,56	2,78	2,89	
4	2,56	2,79	2,89	
5	2,57	2,78	2,88	
Moyenne	2,566	2,78	2,888	
Ecart type	0,005	0,007	0,004	

Précocité de germination	Jour 2		NaCl		CaCl ₂	
	témoins		50 meq	200 meq	50 meq	200 meq
	10		8	0	8	7
	10		8	0	8	7
	10		8	1	8	6
	10		7	1	8	7
	8		7	0	7	6
	8		7	1	8	6
	9		8	1	8	8
	8		9	1	9	8
	8		9	1	9	6
	9		9	0	9	8
Moyenne	9		8	0,6	8,2	6,9
Ecart type	0,94280904		0,81649658	0,51639778	0,63245553	0,875595036

taux final de germination	Jour 2		NaCl		CaCl ₂	
	Témoins		50 meq	200 meq	50 meq	200 meq
	10		10	8	8	7
	10		10	9	9	9

	10	10	8	8	7
	10	10	9	9	8
	10	10	8	9	7
	10	10	8	9	8
	10	10	9	9	8
	10	10	8	9	9
	10	10	9	9	8
	10	10	10	9	7
Moyenne	10	10	8,6	8,8	7,8
Ecart type	0	0	0,6992059	0,42163702	0,788810638

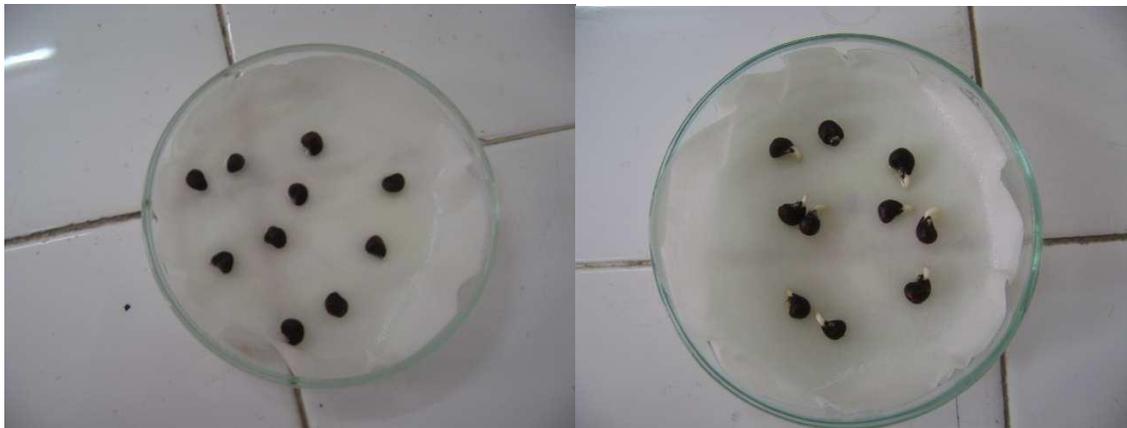


figure 1- Germination des premières graines.



figure 2- graines de gombo germées sous différentes concentration de sel



figure 3- plantes de gombo cultivées en serre âgées de 90 jours..