

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



**Mémoire En vue de l'obtention du diplôme de  
MASTER ACADEMIQUE**

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

**Filière:**Sciences Biologiques

**Spécialité:**Biotechnologie Végétale

**Présenté par:** Melle ARFA Safa et Melle SAAIDIA Radia

**Thème**

**Effet de la salinité sur quelques biomarqueurs chez le pourpier  
(*Portulaca oleracea* L.) : une plante de la médecine traditionnelle  
Algérienne**

**Soutenue publiquement le : 29/09/2020**

**Devant le jury:**

<b>M<sup>me</sup> DJERROUDI Ouiza</b>	<b>M.C.A.</b>	<b>Présidente</b>	<b>U.K.M. OUARGLA</b>
<b>M<sup>elle</sup> HADJADJ Soumia</b>	<b>M.C.A.</b>	<b>Encadreur</b>	<b>U.K.M. OUARGLA</b>
<b>M<sup>me</sup> HIDOUB Yousra</b>	<b>Doctorante</b>	<b>Co-Encadreur</b>	<b>U.K.M. OUARGLA</b>
<b>M<sup>elle</sup> TRABELSI Hafida</b>	<b>M.C.A.</b>	<b>Examineur</b>	<b>U.K.M. OUARGLA</b>

**Année universitaire : 2019/2020**

# *Remerciements*

Avant tous nous remercions **ALLAH** le tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage et les moyens afin de pouvoir réaliser ce travail de fin d'études.

Au terme de ce travail nous tient particulièrement à exprimer nos profondes gratitude et à remercier :

Notre encadreur **Melle HADJADJ Soumia**, un grand merci pour sa gentillesse, sa sérieuse, sa disponibilité et sa contribution générale à l'élaboration de ce travail.

Notre co- encadreur **Mme HIDOUB Youstra**, pour avoir dirigé ce travail et pour ses conseils et son encouragement tout au long de la période de réalisation de ce travail.

Nous tient à remercier **Mme DJERROUDI Ouiza** et **Melle TRABELSI Hafida** pour l'honneur qu'ils nous ont fait en jugeant notre travail.

Sans oublier de nous présentons nos remerciements :

Aux personnels du laboratoire d'hôpital central de Ouargla **MOHAMED BOUDIAFE** et du laboratoire de chimie de la Faculté de Médecine de l'Université de Kasdi Merbah-Ouargla et Département d'épidémiologie et de médecine préventive -Ouargla pour leur aide.

Nous remercions le responsable et les techniciens des laboratoires pédagogiques de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie à l'Université Kasdi Merbah-Ouargla.

Tout le personnel administratif du Département des Sciences Biologiques et à tous nos enseignants.

Enfin à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire et n'oubliez pas nos amis de notre promotion Master II Biotechnologie Végétale 2019/2020.

# *Dédicace*

*Je tiens avant tout à rendre gloire à Allah pour sa bonté infinie,  
pour la santé et la paix accordées.*

*Je tiens dédié ce modeste travail comme le fruit à mes chers  
parents :*

*A plus chère à mon cœur ma mère « **BOUALI OUMNA** » pour  
son soutien et ses encouragements,*

*A mon chère père « **Mohamed SALAHE** » pour avoir toujours  
cru en moi et pour ses nombreux sacrifices.*

*A mes chères sœurs : **maroua** (mon Jumeau), **warda** A mes frères :  
**Abdallah**, et **Khaled**. Pour leur encouragement et soutien.*

*A mon grand mère **BOUDRA FATIMA** souhait qu'**ALLAH**  
vous bénisse et vous protège.*

*A toute ma grande famille **ARFA** et **BOUALI***

*A mes amies surtout ma chère amie et man binôme **Radia**, qui a  
m'accompagné tout au long de la période de réalisation de ce  
travail, ma chère amie : **Lina, Romaiissa, Habiba**.*

*A toute la promotion de 2ème année Master de Biotechnologie  
végétale 2019/2020.*

*Safa*



# *Dédicace*

*Je dédie ce Modest travail :*

*A ma chère et tendre mère, source d'affection de courage et d'inspiration qui a autant sacrifié pour me voir atteindre ce jour.*

*A mon père source de respect, en témoignage de ma profonde reconnaissance pour tout l'effort et le soutien incessant qui m'a toujours apporté.*

*A mon adorable frère : **Ahmed***

*A mes jolies sœurs : **Zineb et Rayane***

*A mes oncles mes tantes mes grands-pères*

*A toutes mes copines*

*A tous mes camarades de la promotion biotechnologie végétale la promotion 2019 / 2020.*

*Radia*

## ***Liste des figures***

Figure 1: Différents organes de la plante de <i>Portulaca oleracea</i> L. (A : plante ; B : feuilles et tiges ; C : fleur ; D : graines).....	11
Figure 2 : Etapes de la préparation du substrat de culture.....	15
Figure 3: Effet des différentes doses en NaCl sur les teneurs en chlorophylles (a, b et totale) des plantules de <i>P. oleracea</i> (A) Ouargla et (B) Oued Souf.....	20
Figure 4: Variations des teneurs en proline des feuilles et des racines des plantules de <i>P. Oleracea</i> stressées aux différentes concentrations en NaCl (A) Ouargla et (B) Oued Souf.....	23
Figure 5: Variations des teneurs en sucres solubles totaux des feuilles et des racines des plantules de <i>P. oleracea</i> stressées aux différentes concentrations en NaCl (A) Ouargla et (B) Oued Souf. ....	26

## ***Liste des tableaux***

Tableau I: Composition de la solution saline en NaCl.....	16
---	----

## ***Liste des annexes***

Annexe 1: Méthode de calcul de la capacité de rétention .....	I
Annexe 2 : Photos illustrant les étapes d'expérimentation pratique.....	II
Annexe 3 : Photothèques des différentes matérielles utilisées.....	III

# *Table des matières*

**Remerciements**

**Liste des figures**

**Liste des tableaux**

**Liste des annexes**

**Introduction** ..... 2

## **Chapitre I: Synthèse bibliographique**

I-Aperçu général sur le stress salin..... 5

I.1- Définition du stress ..... 5

I.2- Types de stress ..... 5

I.2.1- Stress biotique..... 5

I.2.1- Stress abiotique..... 5

I.3- Définition de la salinité ..... 5

I.4- Origine des sols salés ..... 6

I.4.1-Salinisation primaire..... 6

I.4.2-Salinisation secondaire ..... 6

I.5- Stress salin..... 6

I.6. -Effet de la salinité sur la physiologie de la plante..... 7

I.6.1- Effet de la salinité sur la germination ..... 7

I.6.2- Effet de la salinité sur la croissance..... 7

I.6.3- Effet de la salinité sur le développement..... 7

I.6.4- Effet de la salinité sur la photosynthèse ..... 8

I.6.5- Effet de la salinité sur le métabolisme de l'azote ..... 8

I.7. - Mécanismes et stratégies adaptatives des plantes aux stress salin..... 8

1.7.1- Adaptation morphologique ..... 8

1.7.2- Adaptation physiologique ..... 9

1.7.2.1- Compartimentation vacuolaire ..... 9

1.7.2.2 – Exclusion ..... 9

1.7.2.3- Inclusion .....	9
1.7.3- Adaptation biochimique.....	9
1.7.3.1- Accumulation de la proline .....	10
1.7.3.2- Accumulation des sucres solubles.....	10

## **Chapitre II: Matériel et méthodes**

II- Aperçu général sur la plante étudiée <i>Portulaca oleracea</i> L. ....	11
II.1- Description botanique .....	11
II.2- Classification botanique.....	12
II.3- Utilisation traditionnelle .....	12
II.1- Objectif de l'étude .....	14
II.2- Matériel végétal .....	14
II.3- Méthodes .....	14
II.3.1- Dispositif expérimental.....	14
II.3.2- Préparation du substrat de culture.....	14
II.3.3- Préparation de la culture .....	15
II.3.4- Préparation des solutions salines .....	16
II.3.5- Application du stress .....	16
II.3.6- Prélèvement et préparation du matériel végétal pour les analyses .....	16
II.3.7- Extraction et dosage des pigments chlorophylliens .....	17
II.3.8- Extraction et dosage de la proline .....	17
II.3.9- Extraction et dosage des sucres solubles totaux .....	18
II.4- Analyse statistique.....	18

## **Chapitre III: Résultats et discussions**

III.1- Résultats et discussions .....	20
III.1.1- Paramètres physiologiques .....	20
III.1.1.1- Effet du stress salin sur les teneurs en pigments chlorophylliens des plantules de <i>P. oleracea</i> .....	20

III.1.2- Paramètres biochimiques .....	23
II.1.2.1- Effet du stress salin sur les teneurs en proline des feuilles et des racines des plantules de <i>P. oleracea</i> .....	23
III.1.2.2- Effet du stress salin sur les teneurs en sucres solubles des feuilles et des racines des plantules de <i>P. oleracea</i> .....	26
<b>Conclusion</b> .....	30
<b>Références bibliographiques</b> .....	33
<b>Annexes</b> .....	I
<b>Résumés</b>	



# **Introduction**

### **Introduction**

La salinité est un problème écologique croissant dans le monde entier particulièrement dans le bassin méditerranéen et l'Afrique du Nord (BENZAHERA et SNOUSSI, 2018), ce phénomène est considéré comme un processus majeur de la dégradation des terres. En effet, le monde perd 10 hectares de terres cultivables par minute, dont 3 hectares à cause de la salinisation (LAHOUEL, 2014).

Actuellement, on trouve sur 1,5 milliard d'hectares de terre cultivée dans le monde, environ 77 millions d'hectares (5%) sont affectés par la teneur excessive en sel (KAROUNE et al., 2017), dont 3,8% sont situés en Afrique (MARCHANDA et al., 2008).

L'Algérie, dont une grande partie des régions agricoles se caractérise par un climat aride et semi-aride est touchée par le processus de salinisation, près de 3,2 millions d'hectares sont menacés de salinisation dans ce pays (BENMAHIOUL et al., 2009).

Dans le cas de stress salin, une double problématique se pose à l'organisme végétal ; d'un part, le sel en abaissant le potentiel hydrique du sol menace l'approvisionnement en eau de la plante et d'autre part, l'absorption de sel par les tissus menace le bon fonctionnement physiologique des cellules. Face à ce danger, toutes les plantes ne sont pas égales. Certaines, nommées glycophytes, ne sont pas capables de supporter la présence de sels. Au contraire, les halophytes ont développé des réponses physiologiques pour assurer leur approvisionnement en eau tout en préservant leur métabolisme (BOUZID, 2010).

La principale caractéristique des halophytes est de posséder une matière vivante capable de fonctionner activement en présence de fortes concentrations salines. C'est là l'aspect essentiel de leur résistance au sel (GROUZIS et al., 1977 ; MISHRA et TANNA, 2017). Cette matière vivante est représentée essentiellement par l'accumulation des osmo-protecteurs principalement des métabolismes glucidiques (glucose, fructose et saccharose,...) et des acides aminés qui est à la base des différents processus contrôlant la vie d'une plante (TAJI et al., 2004; DENDEN et al., 2005).

C'est dans ce contexte, que s'intègre le présent travail dont l'objectif est axé sur l'étude de l'influence de stress salin sur quelques paramètres physiologiques et biochimiques (chlorophylles, proline et sucres solubles) de deux provenances de *Portulaca oleracea* L. (Ouargla et Oued Souf).

Le pourpier (*P. oleracea*) plante médicinale de la famille de *Portulacacée*, connue en Algérie sous le nom «Bendrag» ou «EL Rejla» et que l'on retrouve dans le pourtour Méditerranéen, dans le Centre Européen et en Afrique (ZIDAN et al., 2016).

Le pourpier présente un large éventail d'activités pharmacologiques, anti-inflammatoire, relaxant du muscle squelettique (XIANG et al., 2005), en vue de sa richesse en plusieurs composés phytochimiques, tels que des polysaccharides, des acides gras oméga-3 ( $\omega 3$ ), les flavonoïdes, les minéraux (magnésium, calcium, potassium et fer), les vitamines (A, C, E et caroténoïdes) ce qui confère, à la plante, une haute valeur nutritionnelle (DJELLOULI et al., 2019). Elle est utilisée en médecine traditionnelle pour prévenir ou traiter diverses maladies (le diabète et l'hypertension artérielle), comme elle est utilisée dans certaines préparations alimentaires traditionnelles dans l'Algérie, l'Égypte et la Chine (ZIDAN et al., 2016).

# **Chapitre I**

## **Synthèse bibliographique**

**I-Aperçu général sur le stress salin****I.1- Définition du stress**

Les plantes sont souvent confrontées à des conditions environnementales défavorables qu'on peut dénommer «stress ». Le stress est un ensemble de conditions qui provoquent des changements de processus physiologiques résultant éventuellement en dégâts, dommages, blessures, inhibitions de croissance ou de développement (HOPKINS, 2003 ; DOUMI, 2015).). La réaction de la plante dépend de ses limites écologiques (le type de contrainte, son intensité et sa durée) et des facteurs génétiques (espèce et génotype).

Le stress est la rupture (interruption de la péréquation utile) livrée dans un être vivant, par exemple par une insuffisance (BOUGERRA et SAKER, 2017).

**I.2- Types de stress**

Les plantes sont souvent exposées à des conditions naturelles défavorables et qui peuvent être de deux natures distinctes

**I.2.1- Stress biotique**

Le stress biotique est dû à l'interaction de la plante avec d'autres organismes comme les champignons, les insectes, les bactéries, les virus et les animaux. Ces organismes pathogènes infectant les végétaux et particulièrement les cultures maraîchères vont affecter la croissance et le rendement et peuvent être à l'origine de leur mort (BEN HASSENA, 2009).

**I.2.1- Stress abiotique**

Le stress abiotique est dû principalement à des facteurs environnementaux comme la sécheresse, les températures extrêmes, la salinité... etc. Il se traduit par des modifications au plan morphologique, physiologique, biochimique et moléculaire qui réduisent la croissance et la productivité (SERRANO et al., 1999).

**I.3- Définition de la salinité**

La salinité est l'accumulation des sels solubles dans le sol ou sur sa surface (NASRI, 2014). La salinité est définie selon plusieurs auteurs comme étant la présence d'une concentration excessive de sels solubles dans le sol ou dans l'eau d'irrigation (MAHROUZ, 2013).

La salinisation est le phénomène d'accumulation des sels solubles (en particulier le sodium) à la surface du sol et dans la zone racinaire, occasionne des effets nocifs sur les végétaux qui vont induire une diminution des rendements et une stérilisation du sol (MERMOUD, 2001).

**I.4- Origine des sols salés**

D'après Cherbuy (1991), la salinisation d'un milieu, implique la présence d'une source de sels qui peut être naturelle, dénommée primaire et une salinisation anthropique induite par les activités agricoles comme l'irrigation ou l'utilisation de certains types d'engrais que l'on appellera secondaire.

**I.4.1-Salinisation primaire**

La salinisation primaire résulte de la présence naturelle relativement concentrée de sels à travers un long processus naturel de dégradation des roches salines et des apports éoliens des sels des mers et océans (STENGEL *et al.*, 2009).

**I.4.2-Salinisation secondaire**

Le phénomène de la salinisation secondaire lié à l'irrigation constitue une menace particulièrement grave mais très difficile à évaluer de manière correcte (STENGEL *et al.*, 2009). Cette salinisation résultant des activités humaines, notamment à l'irrigation se traduit par une accumulation de sels avec des effets sur les propriétés chimiques, physiques (dispersion des argiles, instabilité de la structure) et biologiques (effet sur le développement des plantes par la pression osmotique (CHEVERRY et RBERT, 1998).

**I.5- Stress salin**

Le stress salin est un excès d'ions en particulier, mais pas exclusivement, aux ions Na<sup>+</sup> et Cl<sup>-</sup> (MIDOUN et KADRI, 2015).

Le stress salin est dû à la présence de quantités importantes de sels. Il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec» (TREMBLIN, 2000).

D'après TORRECILLAS *et al.* (1994) et TAHRI (2017), le stress salin intervient au moins par de trois types d'effets que le sel provoque chez les plantes :

- *stress hydrique*: une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau, ce qui provoque un déficit hydrique et perte de la turgescence ;
- *stress ionique*: la toxicité ionique survient lorsque l'accumulation de sels dans les tissus perturbe l'activité métabolique ;
- *stress nutritionnel*: des concentrations salines trop fortes dans le milieu provoquent une altération de la nutrition minérale. En particulier, *vis-à-vis* des transporteurs ioniques cellulaires, le sodium entre en compétition avec le potassium et le calcium, les chlorures avec le nitrate, le phosphate et le sulfate.



**I.6. -Effet de la salinité sur la physiologie de la plante****I.6.1- Effet de la salinité sur la germination**

Le stade plantule est le plus altérable dans le cycle de vie de la plante et c'est la germination qui détermine le temps et le lieu pour que la croissance de la plantule ébauche. Ce stade de germination est souvent limité par la salinité du sol et se montre le plus sensible que les autres stades (SAID et al., 2011 ; TADRENT, 2017).

Selon REJILI *et al.* (2006), les semences répondent au stress salin en réduisant le nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination.

Selon l'espèce, l'effet dépressif peut être de nature osmotique et/ ou toxique ;

- **Effets osmotiques**

Les effets osmotiques se traduisent par l'inaptitude des graines à absorber des quantités suffisantes en eau pour les ramener à leur seuil critique d'hydratation, nécessaire au déclenchement du processus de germination (REJILI et al., 2006 ; NASRI, 2 014 ).

- **Effets toxiques**

Les effets toxiques sont liés à une accumulation cellulaire de sels qui provoquent des perturbations des enzymes impliquées dans la physiologie des graines en germination, empêchent la levée de dormance des embryons et conduisent à une diminution de la capacité de germination (REJILI et al., 2006 ; NASRI, 2 014 ).

**I.6.2- Effet de la salinité sur la croissance**

La salinité est l'un des facteurs limitant pour la croissance des plantes, ces effets se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, caractérisé par la faible ramification, le faible diamètre des organes, le nombre réduit des nœuds et les réductions du nombre des feuilles et de la longueur de la tige et par conséquent l'augmentation du rapport racine/tige. Une baisse des poids de matière fraîche et sèche est aussi démontrée (NASRI, 2014). Ainsi que l'arrêt de la croissance, le dépérissement des tissus sous forme de nécroses marginales, suivi par une perte de turgescence, par une chute des feuilles et finalement par la mort de la plante (ZID, 1982).

**I.6.3- Effet de la salinité sur le développement**

La salinité provoque le plus souvent un retard dans le développement, d'une manière générale la hauteur, le diamètre des tiges des différentes espèces ainsi que la grosseur des fruits (KHAN *et al.*, 1997 ; BOUAZIZ, 1980).

La réponse immédiate du stress salin est la réduction de la vitesse de l'expansion de la surface foliaire et cette expansion s'arrête si la concentration du sel augmente, le stress salin

résulte aussi dans la diminution de la biomasse sèche et fraîche des feuilles, tiges et racines (TADRENT, 2017).

#### **I.6.4- 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 tels 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 de l'exposition au sel et la diminution de l'assimilation du carbone est due à l'accumulation du sel dans les feuilles en développement (MIRYAM, 2017).

#### **I.6.5- Effet de la salinité sur le métabolisme de l'azote**

L'activité de l'enzyme nitrate réductase (NRA) diminue dans les feuilles de beaucoup de plantes pendant le stress salin. La première cause de la réduction de l'activité du NRA dans les feuilles est un effet spécifique associé à la présence du sel  $\text{Cl}^-$  dans le milieu externe. Cet effet de  $\text{Cl}^-$  semble être dû à la réduction de l'absorption du  $\text{NO}_3^-$  et par conséquent une concentration réduite du  $\text{NO}_3^-$  dans les feuilles, bien que l'effet direct du  $\text{Cl}^-$  sur l'activité de l'enzyme qui ne peut être écartée. Chez le Maïs (*Zea mays L.*) le taux des nitrates diminue dans les feuilles, mais augmente dans les racines sous stress salin et la NRA des feuilles diminue aussi par la salinité (MIRYAM, 2017).

### **I.7. - Mécanismes et stratégies adaptatives des plantes aux stress salin**

Pour limiter le stress salin, les plantes déclenchent des mécanismes de la tolérance qui contribuent à l'adaptation au stress et qui ont d'ordre :

#### **1.7.1- Adaptation morphologique**

La salinité est connue pour induire de nombreux changements dans la morphologie et la physiologie des plantes. La morphologie et la structure de ces dernières sont adaptées dans le sens de l'économie d'eau (ASLOUM, 1990 ; HELLER et *al.*, 1998). Les caractères associés à cette adaptation sont:

- la présence d'une cuticule épaisse ;
- des stomates rares ;
- des cellules à grandes vacuoles pour favoriser le stockage de  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  ;
- des racines très développées ;

- une diminution de la surface foliaire.

## **1.7.2- Adaptation physiologique**

### **1.7.2.1- Compartimentation vacuolaire**

La compartimentation des ions est l'un des mécanismes d'adaptation à la contrainte saline les plus efficaces pour éviter la toxicité de  $\text{Na}^+$  sur des sites métaboliques dans le cytoplasme. La plante capte le sel, qui parvient aux feuilles, au même titre que l'eau, par le mouvement ascendant de la sève dans les vaisseaux. A l'intérieur des cellules, le sel est alors stocké dans les vacuoles grâce à des systèmes de "pompes" moléculaires. Les vacuoles sont des compartiments fermés au sein de la cellule, le sel est ainsi isolé des constituants cellulaires vitaux (HANANA et al., 2011 ; EL MADIDI et al., 2003).

### **1.7.2.2 – Exclusion**

Chez les plantes sensibles au  $\text{NaCl}$ , le  $\text{Na}^+$  s'accumule dans les racines, puis exclu des feuilles, ces plantes sont dites «excluders». La plante empêche le sel de remonter jusqu'aux feuilles; une première barrière existe au niveau de l'endoderme, couche interne de cellules de la racine. Cependant, cette barrière peut être interrompue en particulier de l'émergence des ramifications de la racine (EL MADIDI et al., 2003).

### **1.7.2.3- Inclusion**

Les plantes « inclure » résistantes au  $\text{NaCl}$ , accumulent le  $\text{Na}^+$  dans les feuilles où il est séquestré soit dans la vacuole, l'épiderme foliaire, les limbes âgés... Les vacuoles sont des compartiments fermés au sein de la cellule, le sel est ainsi isolé des constituants cellulaires vitaux, ou excrété par des glandes vers l'extérieur (BERTHOMIEU et al., 2003),.

## **1.7.3- Adaptation biochimique**

Face à l'augmentation des sels dans le sol, un ajustement osmotique peut se manifester, mais à des degrés variables, chez la plupart des végétaux. L'un des principaux caractères physiologiques de tolérance aux contraintes du milieu est l'ajustement osmotique (DOUMI, 2015).

L'ajustement osmotique ou osmorégulation est un mécanisme majeur d'adaptation pour la résistance au stress osmotique qui s'exprime par la capacité d'une végétale à l'accumulation active, il est généralement considéré comme un élément important dans la tolérance des plantes à la contrainte saline. Cet ajustement implique l'accumulation, au niveau cellulaire, des solutés organiques tels les sucres solubles (fructose, glucose, raffinose....) et certains acides aminés par exemple ; la proline (RABIAA, 2019).

**1.7.3.1- Accumulation de la proline**

C'est une molécule organique (acide aminé) dominante qui agit comme un médiateur de l'ajustement osmotique sous le stress salin, un stabilisateur de structures subcellulaires. Elle participe aussi dans l'osmorégulation de la cellule et de la protection des protéines au cours de la déshydratation (SEBANE, 2015).

En plus du rôle osmotique attribué à la proline, il participe à la stabilisation des protéines, protégerait l'intégrité de la membrane plasmique et constituerait une source de carbone et d'azote. L'accumulation de la proline chez diverses espèces de plantes stressées a été corrélée à leur capacité de tolérance, et sa concentration est généralement plus élevée chez les plantes tolérantes que les plantes sensibles, pour lesquelles, l'accumulation de la proline semble plutôt être une simple réaction de la plante qu'un comportement d'adaptation et de tolérance au stress (HANANA et al., 2011).

**1.7.3.2- Accumulation des sucres solubles**

Les sucres solubles auraient un rôle majeur dans l'ajustement osmotique, participent à l'abaissement du potentiel osmotique en condition de stress salin. Les principaux sucres accumulés sous stress sont ; le glucose, le fructose et le saccharose. Ces derniers sont également impliqués dans l'ajustement osmotique et 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 (CHERIEF et BOUHALILI, 2018).

Plusieurs études physiologiques ont démontré que l'accumulation des sucres et des polyols, principalement suite à l'hydrolyse de l'amidon, était stimulée par un stress salin chez différentes espèces végétales (HANANA et al., 2011).

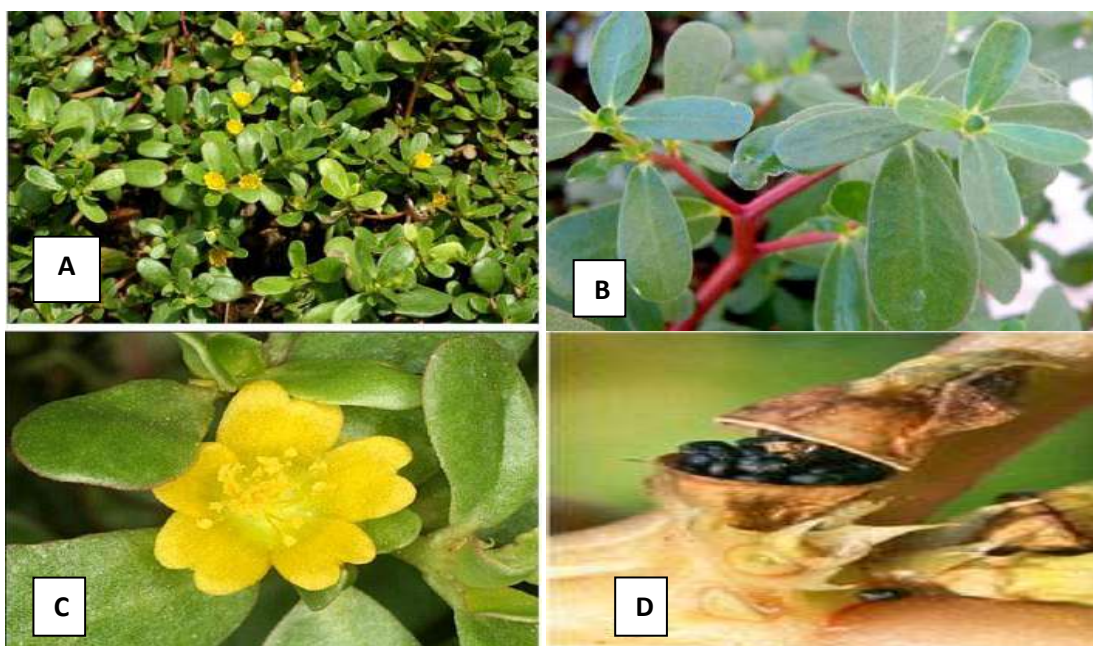
Outre son rôle essentiel comme source de carbone et d'énergie durant la période du stress salin. De plus ces composés organiques peuvent assurer plusieurs fonctions bénéfiques en réponse aux stress osmotiques. Ils pourraient agir comme osmolytes protégeant des macromolécules spécifiquement les enzymes et contribuer à la stabilité des structures membranaires et la protection de l'intégrité de la paroi (JALLOULI, 2019 ; HANANA et al., 2011).

## II- Aperçu général sur la plante étudiée *Portulaca oleracea* L.

### II.1- Description botanique

*Portulaca oleracea* L. est une plante herbacée annuelle de la famille des Portulacaceae (figure 1A), qu'on répartie surtout dans les zones à climats tempérés et tropicalaux avec une distribution cosmopolite (ZHOU et al., 2015), originaire d'Asie et se propager à d'autres parties du monde, y compris l'Afrique et la région Méditerranéenne (DUGAWALE et al., 2019). Ses feuilles sont alternes ou opposées, à pétiole mesurant entre 1 et 3 mm de long, le limbe obovale à spatulé jusqu'à de 3 cm de long et 1.3 cm de large. Les tiges verte à rougeâtre et cylindrique, épaisse, plane, de 10 à 30 cm de long (figure 1B). Les racines de cette plante est pivotantes et charnues, de nouvelles racines peuvent se développer à partir des rameaux.

La floraison du pourpier a lieu de Juillet à Octobre, ses fleurs sont jaunes, solitaires, de 5 pétales libres avec 6-12 étamines (figure 1C). La plante peut alors s'autoféconder, les fleurs, sans nectar, sont généralement autogames ; le cycle de vie du pourpier est de deux à quatre mois. Le fruit est une capsule déhiscente et contient de nombreuses graines très petites de couleur noire (figure 1D) (BEL HADJ SALAH et CHEMLI, 2004 ; HWASS et al., 2017 ).



**Figure 1:** Différent organes de la plante de *Portulaca oleracea* L.(A : plante ; B : feuilles et tiges ; C : fleur ; D : graines) (HWASS et al., 2017).

## II .2- Classification botanique

Portulacaceae est une famille des plantes dicotylédones qui comprend 20 genres et 500 espèces (JONES et LUCHSINGER, 1987). Le genre *Portulaca* comprend plus de 100 espèces de plantes herbacées annuelles, charnues ou sarmenteuses (BAILEY et BAILEY, 1976 ; SASSOUI, 2016). Il tient son nom du latin, *Portula* qui signifie «petite porte», à cause de la forme de l'ouverture de sa capsule. Plusieurs espèces de ce genre se cultivent comme légume tels que : *P. pilosa L.* et *P. tuberosa Roxb* en Afrique australe, *P. quandrifida L.* en Afrique tropicale, *P. retusa Engelm* en Amérique du Nord, *P. pilosa L.* en Amérique du Sud, *P. napiformis Muell.* en Australie et *P. oleracea L.* en Afrique du nord (BERMEJO et LEON., 1994 ; SASSOUI, 2016).

Selon CRONQUIST (1981), la classification botanique du *P. oleracea* est la suivante :

<b>Règne</b>	Plantae
<b>Division</b>	Magnoliophyta
<b>Classe</b>	Magnoliopsida
<b>Sous-classe</b>	Caryophyllidae
<b>Ordre</b>	Caryophyllales
<b>Famille</b>	Portulacaceae
<b>Genre</b>	<i>Portulaca</i>
<b>Espèce</b>	<i>Portulacae oleracea L.</i>

## II.3- Utilisation traditionnelle

Le pourpier est une plante d'importance alimentaire et médicinale agréable qui a de multiples usages. Elle est traditionnellement utilisée comme anti-inflammatoires (yeux), antidiabétique, analgésique etantioxydante (CHERUKURI et al., 2013 ; DUGAWALE et al., 2019). Sa valeur médicinale est évidente de son utilisation comme purgatif, tonique cardiaque, relaxant musculaire et dans le traitement des brûlures, maux de tête et les maladies liées à l'intestin, du foie, de l'estomac, la toux, l'essoufflement et l'arthrite. Le pourpier a également été utilisé dans le traitement de l'ostéoporose et du psoriasis (LIU et al., 2000). Comme elle est utilisée comme sédatif gastrique, dissiperait la chaleur excessive et la douleur (HWESS et al., 2017).



## **Chapitre II**

### **Matériel et méthodes**

**II.1- Objectif de l'étude**

L'objectif de ce travail s'est concentré sur l'étude des réponses physiologiques et biochimiques de deux provenances de pourpier « Ouargla et Oued Souf » soumises à des concentrations croissantes en NaCl et de comparer leur comportement sous stress salin à travers l'évaluation de leurs contenus en pigments chlorophylliens et en osmoprotecteurs (proline et sucres solubles).

**II.2- Matériel végétal**

Dans cette étude, nous avons utilisé deux provenances de pourpier « Ouargla et Oued Souf », dont les graines ont été récoltées durant la saison d'été 2019, dans la palmeraie d'El Kaseret Wilaya de Ouargla et la région d'Ourmas Wilaya de Oued Souf, respectivement.

**II.3- Méthodes****II.3.1- Dispositif expérimental**

L'essai a été réalisé au niveau de l'exploitation de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, de l'Université Kasdi Merbeh- Ouargla, dans une serre semi-contrôlée, durant la campagne 2019-2020.

Le dispositif adopté durant notre expérimentation comprend 04 lots (traitements) et chaque traitement est constitué d'une série de 05 pots (répétitions) pour chaque provenance.

Le traitement T0 correspond aux témoins et les autres correspondent aux différents traitements appliqués (Tableau I). Les pots sont disposés aléatoirement et subissent des rotations au fur et à mesure.

**II.3.2- Préparation du substrat de culture**

Comme substrat de culture nous avons utilisé le sable pris des dunes provenant de la région Nord d'Elkhfdji de la wilaya de Ouargla. Ce sable est préalablement tamisé pour éliminer les débris végétaux et animaux. Ensuite, il a été lavé à l'esprit de sel pendant 15 minutes, ensuite rincé plusieurs fois à l'eau filtrée puis à l'eau distillée pour éliminer toute trace d'acidité. Le substrat est par la suite séché à l'air libre (figure 2).



**Figure 2** : Etapes de la préparation du substrat de culture (A : rinçage de sable , B : séchage à l'air libre).

### II.3.3- Préparation de la culture

Les graines utilisées sont sélectionnées, afin de choisir celles qui sont à peu près de la même taille, forme et même couleur et celles qui sont saines. Elles sont préalablement désinfectées à l'eau d'hypochlorite de sodium à 50% pendant 10 minutes (élimination éventuelle des champignons) (PARDO et *al.*, 2000), puis rincées 3 fois à l'eau distillée pour éliminer toutes les traces de l'eau de chlore.

Les graines ont été stérilisées puis semées dans des alvéoles remplies de terreau (Gro-Green Raeyco) et imbibées à l'eau distillée chaque deux jours pendant 15 jours. Cette étape a pour but de produire des plantules. Le semis a été lieu le 24-11-2019 pour les graines provenant de la région de Oued Souf et le 26 -11-2019 pour celles provenant de la région de Ouargla.

Au bout de 15 jours et lorsque les plantules atteignant le stade de trois à cinq feuilles, les plantules les plus vigoureuses ont été repiquées dans des pots en plastique d'un volume de 8 L, de 24 cm de diamètre et de 50 cm de profondeur, à raison de 03 plantules par pot contenant le substrat (1626,98g) d'un mélange de sable et de terreau (2V/V) et placées en serre. Cette valeur de poids est retenue pour déterminer la capacité de rétention de ce substrat et calculer par la suite la quantité d'eau nécessaire à apporter lors des arrosages (Annexe 01).

Le fond des pots est tapissé avec une couche de gravier de 2 cm (lavé avec l'eau distillée) pour faciliter le drainage.

Les plantules sont arrosées un jour sur deux à l'eau distillée et apportée à 40% de la CR du substrat (139,07 mlpar pot) pendant 20 jours après le repiquage. Après le bon

développement, les plantules sont arrosées à l'eau filtrée d'une CE égale de 2,1dS/ cm durant 20 jours et ensuite nous avons augmenté la dose d'arrosage à 60% de la CR du substrat (224,80 ml par pot) durant 10 jours, jusqu'au moment de l'application du stress salin qui a coïncidé avec le stade multi-feuilles.

### II.3.4- Préparation des solutions salines

Les solutions salines sont obtenues par l'addition de chlorure de sodium (NaCl) à l'eau filtrée (P/V), dont les proportions sont indiquées dans le tableau I.

**Tableau I:Composition de la solution saline en NaCl.**

Lots		T0	T1	T2	T3
Concentration en NaCl (mM)		0	50	100	150
NaCl	g.l <sup>-1</sup>	0,00	2,92	5,84	8,76

### II.3.5- Application du stress

Au 50<sup>ème</sup> jour après le repiquage, nous avons appliqué le stress salin aux plantes. Il se répartit en 04 traitements de 05 répétitions pour chaque provenance:

- le lot des plantules témoins (T0) reçoivent l'eau filtrée tous les deux jours pendant 13 jours ;
- les lots de plantules stressées à 100, 200 et 300 mM de NaCl sont arrosées deux fois durant une semaine aux différentes solutions salines de (50, 100, 150 mM de NaCl) à 60% de la CR, afin d'atteindre des concentrations finales de 100, 200 et 300 mM, respectivement.

### II.3.6- Prélèvement et préparation du matériel végétal pour les analyses

Après une semaine de l'application des différents traitements, nous avons procédé aux prélèvements des échantillons selon les étapes suivantes :

- la plante entière est soigneusement déterrée, les racines sont rincées à l'eau du robinet puis à l'eau distillée et rapidement séchées à l'aide du papier hygiénique ;
- la partie aérienne est séparée de la partie souterraine avec une lame à la base du collet et les poids frais de ces deux parties ont été mesurés à l'aide d'une balance de précision ;

- les échantillons pesés individuellement dans du papier aluminium étiquetés puis ils sont mis dans une étuve réglée à 80°C jusqu'à la stabilité des poids,
- les échantillons sont repesés à l'état sec sur la même balance. Ils sont ensuite déposés dans un flacon fermé à l'aide d'un bouchon plasma et placés dans un congélateur en attendant l'extraction et les dosages.

### II.3.7- Extraction et dosage des pigments chlorophylliens

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

- Chlorophylle a (mg/g PF) =  $11,63 * (DO_{665}) - 2,39 * (DO_{649})$
- Chlorophylle b (mg/g PF) =  $20,11 * (DO_{649}) - 5,18 * (DO_{665})$
- Chlorophylle totale (mg/g PF) =  $6,45 * (DO_{665}) + 17,72 * (DO_{649})$

### II.3.8- Extraction et dosage de la proline

L'extraction et le dosage de la proline sont réalisés selon la méthode de MONNEUVEUX et NEMMAR (1986). Cette méthode se base sur la coloration rouge produite par l'interaction de la proline avec la ninhydrine dans un milieu acide.

Le protocole d'extraction consiste à peser 100 mg de matériel végétal sec, constitué des racines ou des feuilles puis mises à macérer dans 03 ml de méthanol à 80% pendant une heure à température de 85°C. Ensuite, après refroidissement du mélange: on prélève 1 ml de la solution, auquel on ajoute 1ml d'acide acétique et 1ml d'un mélange contenant : (120 ml d'eau distillée ; 300 ml d'acide acétique, 80 ml d'acide orthophosphorique); on ajoute enfin 25mg de ninhydrine.

La solution est portée à ébullition pendant 30 min jusqu'à la coloration au rouge, on refroidit la solution puis on ajoute 5 ml de toluène et on procède à l'agitation du mélange ; deux phases se séparent : phase supérieure contenant la proline et une phase inférieure dépourvue de proline.

On aspire la phase supérieure et on procède à sa déshydratation grâce à l'introduction du Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. On dose ensuite les échantillons (JNEWY 6300) à la longueur d'onde de 528 nm.

Les résultats sont obtenus par le biais d'une courbe d'étalonnage établie avec la L-proline pure de 0 à 64 µg/ml. Le blanc est obtenu avec le mélange (acide acétique, méthanol à 80%, acide orthophosphorique et ninhydrine). Les résultats sont exprimés en microgramme équivalent de proline par milligramme de matière sèche (µg éq proline/ mg MS).

### **II.3.9- Extraction et dosage des sucres solubles totaux**

Les sucres solubles totaux sont dosés par la méthode au phénol de DUBOIS et *al.* (1956). Le principe de la réaction est basée sur la coloration des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique concentré, transforme à chaud les glucides en dérivés furfuraliques qui se condensent avec le phénol pour donner un complexe chromophore de coloration orange.

Elle consiste à prendre 100 mg de matériel végétal sec, puis mis dans 3 ml d'éthanol à 80% pendant 48 heures à température ambiante. Au moment du dosage, les tubes sont placés dans une étuve à 80°C pour faire évaporer l'alcool. Dans chaque tube, on ajoute 20 ml d'eau distillée, le surnageant obtenu sert au dosage des sucres solubles.

Dans des tubes à essai propre, on introduit 1 ml du surnageant auquel on ajoute 1 ml d'une solution aqueuse de phénol à 5%. Les tubes sont soigneusement agités. On ajoute alors 5 ml d'acide sulfurique concentré à l'aide d'une burette dont le jet tombe brutalement sur la surface du liquide. On obtient, une solution jaune orange à la surface, on passe au vertex pour homogénéiser la couleur de la solution. On laisse les tubes pendant 10 minutes et on les place au bain-marie pour 10 à 20 minutes à une température de 30°C (la couleur de la réaction est stable pendant plusieurs heures).

La densité optique est lue à une longueur d'onde de 485 nm. La gamme étalon est établie avec le glucose pur (0 à 50 µg/ml). Les résultats sont exprimés en microgramme équivalent de glucose par milligramme de matière sèche (µg éq glucose/mg MS).

### **II.4- Analyse statistique**

Afin de déterminer la significativité des traitements appliqués sur les différents paramètres étudiés, nous avons procédé à des analyses de la variance et à la comparaison des moyennes à l'aide du test de Tukey à  $\alpha = 5\%$  à l'aide du logiciel XLSTAT pour Windows 2009.



## **Chapitre III**

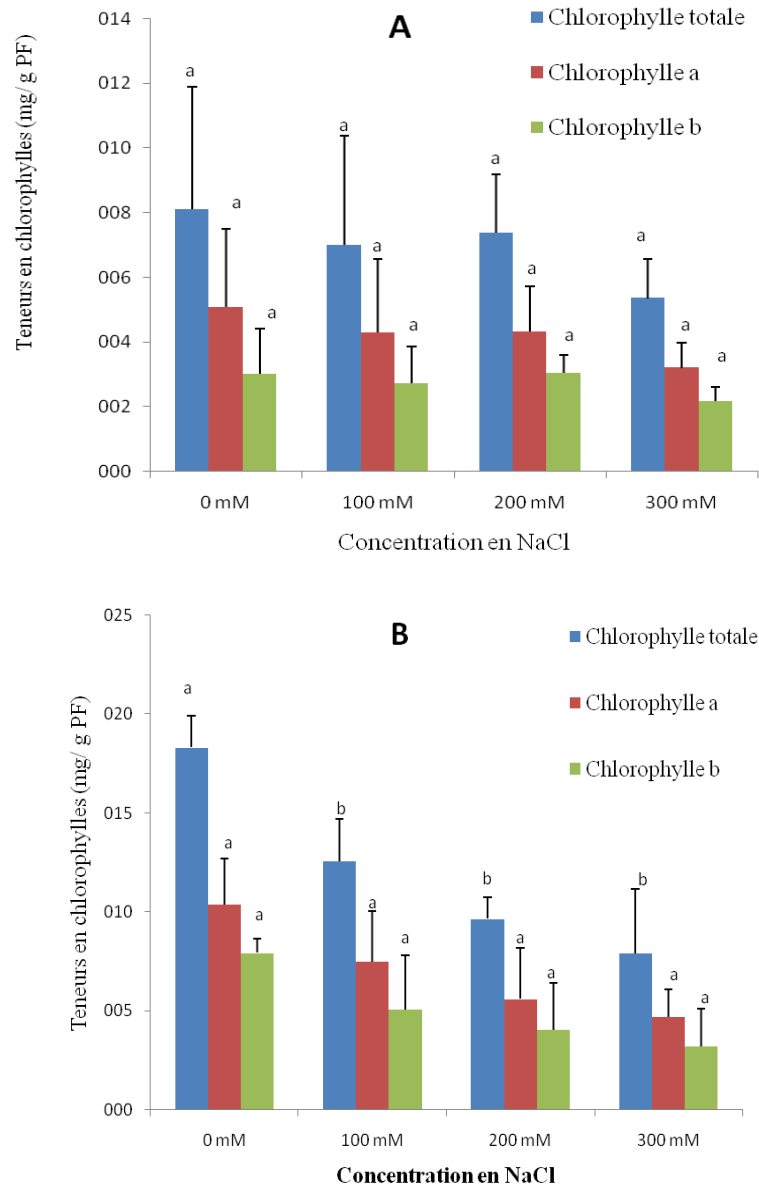
### **Résultats et discussions**

III.1- Résultats et discussions

III.1.1- Paramètres physiologiques

II.1.1.1- Effet du stress salin sur les teneurs en pigments chlorophylliens des plantules de *P. oleracea*

La figure 03 illustre les variations des teneurs en pigments photosynthétiques foliaires des plantules de *P. oleracea* stressées aux concentrations croissantes en NaCl.



**Figure 3:** Effet des différentes doses en NaCl sur les teneurs en chlorophylles (a, b et totale) des plantules de *P. oleracea* (A) Ouargla et (B) Oued Souf.

D'après les données de la figure 03, nous constatons que les teneurs en pigments chlorophylliens (a, b et totale) des deux provenances de pourpier étudiées sont diminués progressivement au fur et à mesure que les concentrations en NaCl des solutions d'irrigation augmentent. Cependant, cette diminution a été plus prononcée chez la provenance de Oued Souf que celle de Ouargla.

Les plantules témoins présentent des teneurs en chlorophylles "totale, a et b" les plus importantes comparativement à celles ayant cultivée sur des milieux stressés, avec (8.09, 5.08 et 3.01 mg/ g PF) et (18,31, 10,39 et 7,93 mg/ g PF), respectivement chez les provenances de Ouargla et de Oued Souf.

L'analyse de la variance révèle un effet non significatif du sel sur les teneurs en chlorophylles *a* et *b* que ce soit le traitement et la provenance. Sauf, pour la provenance de Oued Souf sous traitement le plus sévère (300 mM NaCl), où on note une chute significative ( $p=0.037$ ) des taux de chlorophylle *a* avec un pourcentage de réduction de 54,84 % par rapport aux témoins. En général, les teneurs en chlorophylle "*a*" dosées chez cette dernière provenance sont moins affectées par la salinité que celles en chlorophylle *b*. Par contre, chez celles de Ouargla, c'est l'inverse de ce constat qui se produit.

La chlorophylle totale des tissus foliaires issus des plantules provenant de Oued Souf sous différents traitements en NaCl affiche des valeurs significativement inférieures à celles obtenues des témoins. En effet, ses teneurs diminuent d'environ (31.4%,  $p=0.030$ ), (47.3%,  $p=0.003$ ) et (56.9%,  $p=0.001$ ), respectivement après application des concentrations saline de 100, 200 et 300 mM. Celles provenant de Ouargla enregistrent des taux de réductions respectives de 13.5, 8.9 et 33.9% comparativement aux témoins, bien que statistiquement non significatifs ( $p=0.867$ ,  $p=0.954$  et  $p=0.303$ ).

**Discussion**

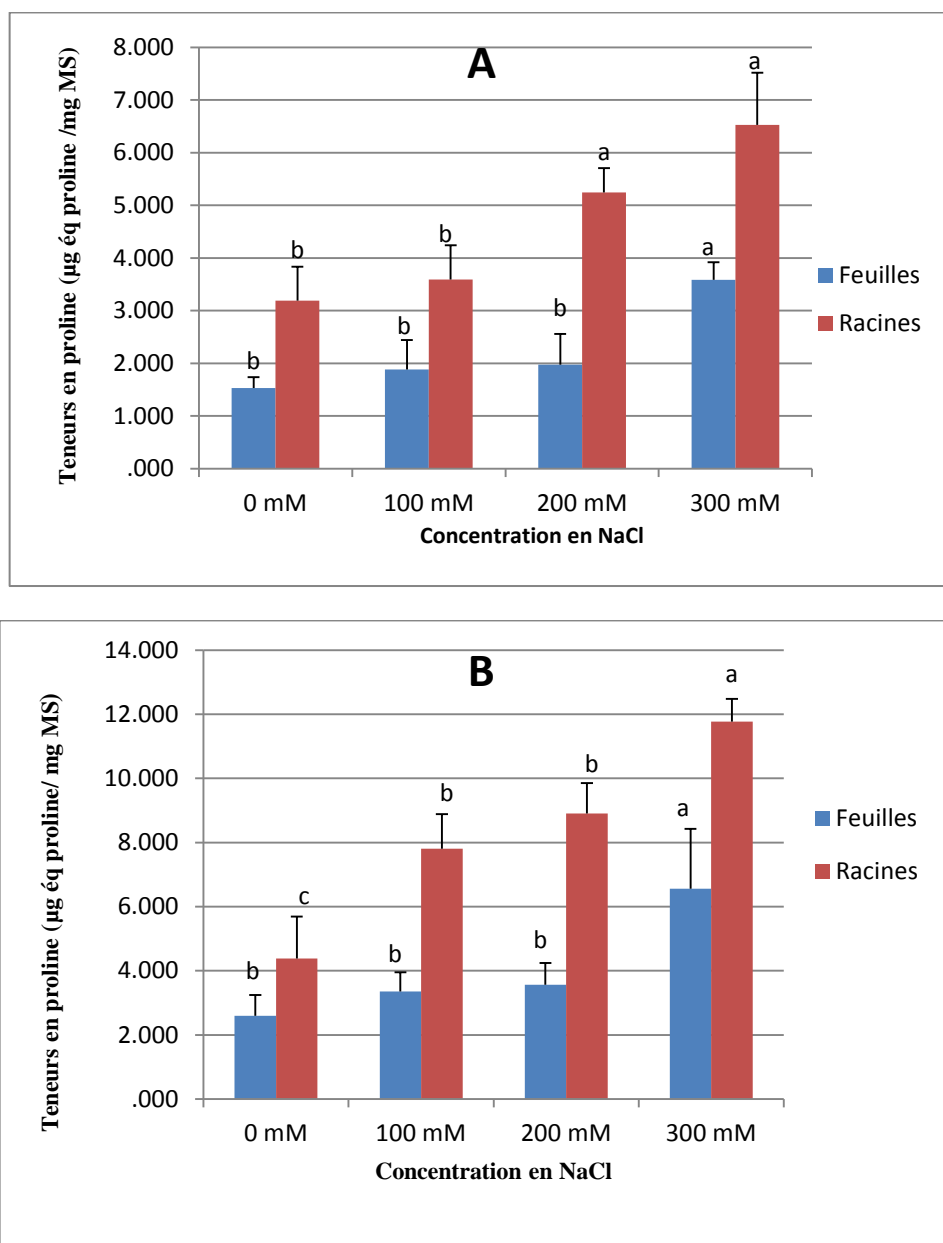
Des résultats comparables ont été rapportés par BELFAKIH et al. (2013), qui ont montré une diminution significative des teneurs en chlorophylles « a, b et totale » chez deux variétés de bananiers (*Musa acuminata* L.) (La variété grande naine et la variété petite naine) sous l'effet du stress salin, les teneurs en pigments chlorophylliens sont plus importantes chez les témoins, comparativement à celles enregistrées chez les plantes traitées par 2, 4 et 6 g/l de NaCl.

La chlorophylle est un pigment photo synthétique très important dans le processus de la photo synthèse (FERET, 2009). Elle peut être considérée comme un excellent bio-indicateur de stress clé de l'état général de la plante (KAROUNE et al., 2016). La diminution des chlorophylles foliaires sous l'action du stress salin peut être liée à la sensibilité de l'une des étapes de sa biosynthèse au chlorure de sodium (EL IKLIL et al., 2002). Aussi, à la destruction et à l'instabilité du complexe pigmentaire protéique perturbé par l'excès des ions  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  (MOHAMEDEN et al., 2011). En effet, une concentration élevée en  $\text{Cl}^-$  entraîne une dégradation de la chlorophylle causée par le rétrécissement des membranes de la thylacoïde et l'empilement des membranes granulaires dans le chloroplaste (DURNER, 2013). De tels changements au chloroplaste dus à l'hyper accumulation de  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  affectent les rendements quantitatifs du PSII. Lorsque les ions de sel franchissent le seuil et atteignent des niveaux élevés, la chlorophylle dégénère (YANG et al., 2011).

## III.1.2- Paramètres biochimiques

II.1.2.1- Effet du stress salin sur les teneurs en proline des feuilles et des racines des plantules de *P. oleracea*

La figure 04 représente les variabilités d'accumulation de proline analysée dans les organes aériens et souterrains des plantules de *P. oleracea* sous l'effet de différentes concentrations en NaCl .



**Figure 4:** Variations des teneurs en proline des feuilles et des racines des plantules de *P. Oleracea* stressées aux différentes concentrations en NaCl (A) Ouargla et (B) Oued Souf.

L'analyse des résultats illustrés dans la figure 04 montre une accumulation de la proline dans les systèmes foliaires et racinaires des plantules de *P. oleracea* stressées au NaCl qui est proportionnelle à la concentration en selset ceci quelle que soit la provenance considérée. Le composé azoté s'accumule beaucoup plus dans les racines que dans les feuilles aussi bien chez les plantes témoins que celles traitées aux différentes concentrations en NaCl.

Chez les plantules de la provenance de Ouargla, l'accumulation du composé azoté est significativement plus importante dans les racines des plantules traitées à 200 et 300 mM de NaCl, ses teneurs sont (5.25 µg éq proline/ mg MS, p= 0.001) et (6.53 µg éq proline/ mg MS, p=0.000), respectivement contre 3.19 µg éq proline/ mg MS chez les témoins (figure 04A). Contrairement dans les feuilles, les teneurs en proline sont augmentés lentement quand les plantules sont cultivées sur des milieux contenant 100 et 200 mM NaCl (1.88 et 1.97 µg éq proline/ mg MS), respectivement. Ces quantités vont presque deux et demi pour le traitement de 300 mM (3.58 µg éq proline/ mg MS) contre 1.53 µg éq proline/ mg MS chez les témoins.

Les racines des plantules de la provenance de Oued Souf semblent très sensibles à la salinité du milieu de culture (figure 04B). En effet, une faible dose de 100 mM NaCl, entraîne un enrichissement très hautement significativement (p=0,000) de ces tissus en proline, elle est presque le double (7.81 µg éq proline/ mg MS) comparativement aux témoins (4.39 µg éq proline/ mg MS) et il s'amplifie environ trois fois quand les plantes sont cultivées sur le milieu contenant 300 mM NaCl (11.77 µg éq proline/ mg MS).

Au niveau de l'appareil foliaire, l'accumulation de la proline est peu affectée par une dose de 100 et 200 mM NaCl avec (3.36 µg éq proline/ mg MS, p= 0.567) et (3.56 µg éq proline/ mg MS, p= 0.387), respectivement. À la dose de 300 mM, l'augmentation en cet acide aminé est significative (p=0.000) et a pu atteindre 60.35% par rapport aux témoins.



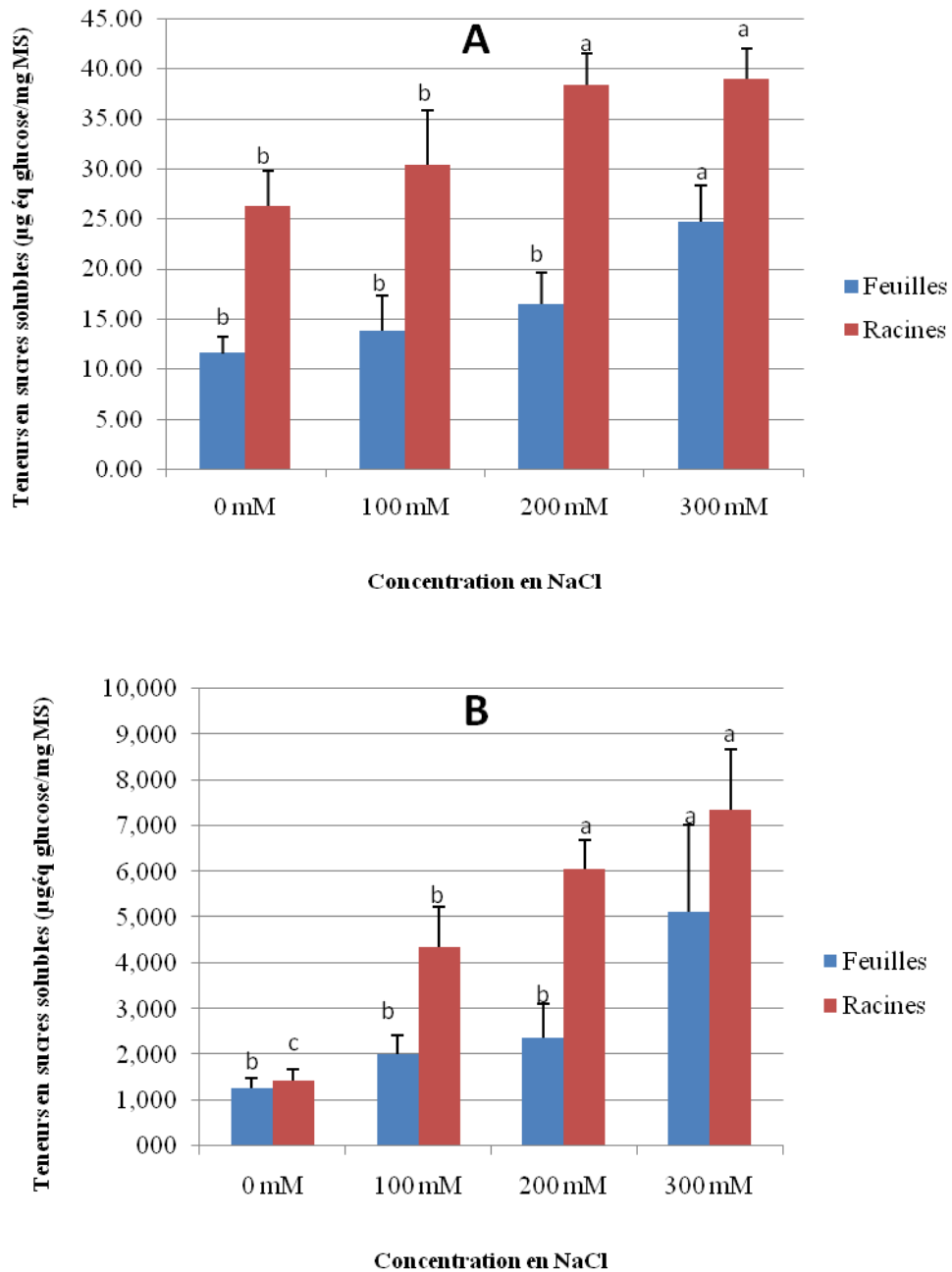
### Discussion

De nombreux travaux rapportent que la proline s'accumule de préférence au niveau des racines lorsque les plantes se trouvent en conditions défavorables comme chez le maïs (RODRIGUEZ *et al.*, 1997). Cependant, pour d'autres espèces, cet acide aminé se localiserait dans les feuilles, chez *Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Purch) Nutt (HADJADJ *et al.*, 2011) ou dans les tiges, chez *Retama retam* (IGHIL HARIZ, 1990). Ce comportement permet de penser à la présence de sites de résistance de la plante à la contrainte. En effet, le transport de cet acide aminé de la source (lieu de synthèse, les feuilles) au site de résistance apparaît comme un paramètre important dans l'acquisition de la résistance des plantes à la salinité (PAQUIN, 1986).

L'accumulation de la proline dans les plantes stressées par le sel pourrait être le résultat d'une diminution de son oxydation et/ ou d'une réduction de son utilisation dans la synthèse protéique (BEN KHALED *et al.*, 2003). De même une hydrolyse des protéines riches en proline et/ ou une synthèse activée de cet acide aminé aboutiraient à son accumulation dans les cellules (BEN KHALED *et al.*, 2003). La proline est un des solutés compatibles, le plus stable et le plus distribué chez les plantules lors d'un stress. Son accumulation contribue à l'ajustement osmotique cellulaire et à l'acquisition de la résistance au stress grâce au maintien de la turgescence cellulaire chez de nombreuses espèces (ZERROUMDA, 2012). Elle pourrait également constituer une réserve de carbone et d'azote réduits, utilisés par la plante postérieurement à la période du stress (KELLER et LUDLOW, 1993; ZERRAD *et al.*, 2006).

III.1.2.2- Effet du stress salin sur les teneurs en sucres solubles des feuilles et des racines des plantules de *P. oleracea*

La figure 05 montre l'évolution de sucres solubles des feuilles et des racines de plantules de *P. oleracea* en fonction de la concentration en sel du milieu de culture.



**Figure 5:** Variations des teneurs en sucres solubles totaux des feuilles et des racines des plantules de *P. oleracea* stressées aux différentes concentrations en NaCl (A) Ouargla et (B) Oued Souf.

Sous l'effet de la contrainte saline, l'évolution des teneurs en sucres solubles totaux des feuilles et des racines des deux provenances de pourpier « Ouargla et Oued Souf » suit la même cinétique d'évolution enregistrée pour la proline. dont ses teneurs augmentent progressivement et d'avantage dans les systèmes racinaires que dans ceux photosynthétiques de toutes les plantules de pourpier, ainsi en absence qu'en présence du stress salin (figure 05).

Les teneurs moyennes en sucres solubles des feuilles issues des plantules témoins des deux provenances Ouargla et Oued Souf sont estimés de 1156.77 et 1275.56  $\mu\text{g}$   $\text{éq}$  glucose/ mg MS, respectivement. Ces teneurs augmentent parallèlement à l'ampleur des traitements salins appliqués, avec des valeurs respectives de (1380.20 et 1650.30  $\mu\text{g}$   $\text{éq}$  glucose/ mg MS) et (2020.81 et 2377.17  $\mu\text{g}$   $\text{éq}$  glucose/ mg MS) chez les plantules traitées par 100 et 200 mM NaCl pour atteindre des valeurs maximales de 2470.51 et 5123.43  $\mu\text{g}$   $\text{éq}$  glucose/ mg MS chez celles traitées par 300 mM NaCl, soit deux et quatre fois significativement plus importantes que celles enregistrées chez les témoins.

Au niveau des racines, les teneurs les plus faibles en carbohydrates sont enregistrées chez les plantules cultivées en absence du sel et ceci quelle que soit la provenance considérée. En considérant celles issues des graines provenant de Oued Souf, les teneurs en ces composés s'amplifient régulièrement et significativement avec la salinité du milieu de culture pour atteindre des valeurs trois, quatre et cinq fois plus que celles des témoins (4358.38, 6069.49 et 7349.29 contre 1431.11  $\mu\text{g}$   $\text{éq}$  glucose/ mg MS, respectivement à 100, 200 et 300 mM NaCl). En revanche, chez celles provenant de Ouargla, l'accumulation des hydrates de carbone ne commence à devenir significativement importante qu'à partir de 200 mM NaCl, pour enregistrer sensiblement les mêmes quantités de 3839.39 et 3898.79  $\mu\text{g}$   $\text{éq}$  glucose/ mg MS avec des taux d'augmentation de l'ordre de 50% par rapport aux témoins, respectivement à 200 et 300 mM NaCl.

### Discussion

Des résultats comparables ont été rapportés par ACHOUR et al. (2015), qui ont montré une augmentation des teneurs en sucres solubles dans les feuilles et les racines des plantes de gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) en fonction de la concentration saline. Le NaCl induit des augmentations des teneurs des composés glucidiques proportionnelles aux doses chimiques appliquées (0, 50, 100, 150 et 200 mM NaCl). Par contre, FERANDO et al. (2017), indiquent une accumulation des sucres solubles au niveau des feuilles supérieures aux racines lorsque des plantes de *Chenopodium quinoa* Willd sont cultivées sous régime salin de 0 et 200 mM de NaCl.

CAYUELA *et al.* (1996), montrent que l'accumulation racinaire des sucres est la conséquence de l'abaissement du potentiel hydrique externe. L'accumulation des glucides solubles totaux dans les racines en particulier, permet l'ajustement osmotique par l'abaissement du potentiel hydrique des racines d'une manière à faciliter l'absorption de l'eau. Les sucres solubles jouent un rôle déterminant dans l'ajustement osmotique, ainsi qu'au niveau de la stabilisation de certaines protéines. L'accumulation des sucres semble induire la gélification du contenu cellulaire en saturant le milieu intracellulaire, ce phénomène permettant d'éviter la cristallisation des molécules contenues dans la cellule, et donc limite les dommages au niveau des structures cellulaires (DUBOS, 2001).

Les résultats obtenus montrent une certaine proportionnalité entre les teneurs en proline accumulées et celles des sucres solubles. L'espèce *P. oleracea* qui accumule plus de proline est aussi celle qui connaît la plus forte accumulation des sucres solubles. D'un point de vue biochimique, la synthèse de la proline est étroitement liée au métabolisme des sucres. Au cours du stress, la respiration est réduite, provoquant l'accumulation des sucres par l'arrêt de leur oxydation ainsi l'accumulation des intermédiaires de cycle de Krebs parmi eux l' $\alpha$ -cétoglutarate qui soumit à une transamination donne le glutamate, précurseur de la proline (GERHARD, 1993).

## **Conclusion**

Le présent travail vise à étudier le comportement de deux provenances de pourpier (Ouargla et Oued Souf), plante médicinale de la famille des *Portulacaceées* soumises à des concentrations croissantes en NaCl à savoir (0, 100, 200 et 300 mM) par analyse comparative de quelques paramètres physiologiques et biochimiques.

Les résultats obtenus ont confirmé l'adaptation des plantules de *P. oleracea* à la salinité et sa tendance à l'halophile. En effet, l'influence de la salinité du substrat de culture se traduit par une diminution dans les caractères physiologiques (pigments photosynthétiques) d'une part, et d'autre part, d'une accumulation des paramètres biochimiques (proline et sucres solubles). Le degré de sensibilité ou de tolérance de cette espèce dépend de l'intensité du stress, de la provenance et de l'organe.

Les teneurs en chlorophylles (a, b et totale) diminuent corrélativement à l'évolution du stress chez les deux provenances étudiées «Ouargla et Oued Souf ». Les réductions les plus importantes ont été notées en présence de 300 mM de NaCl.

Les teneurs en pigments chlorophylliens des plantules issues des graines provenant de Ouargla semblent les moins affectées au stress salin. Ainsi, celles de chlorophylle (a) sont les plus sensibles à l'effet de NaCl que celles de chlorophylle (b). Par contre, c'est l'inverse de ce constat qui se produit chez celles de OuedSouf.

Concernant les paramètres biochimiques, les deux provenances étudiées ont montré une évaluation des taux de proline et des sucres solubles au fur et à mesure que la concentration saline augmente.

Les racines sont les plus riches en ces biomarqueurs biochimiques que les feuilles, aussi bien dans les conditions témoins que dans les conditions de salinité.

Les plantules issues des graines provenant de OuedSouf accumulent plus haut que celles provenant de Ouargla. Finalement cette étude a mis en évidence l'existence d'une certaine variabilité entre les deux provenances étudiées pour les biomarqueurs analysés, ces derniers peuvent donc constituer des critères potentiels pour caractériser la tolérance à la salinité chez le pourpier.

Pour la continuité de ce travail, nous pouvons proposer quelques perspectives afin d'apporter de nouvelles informations sur le comportement des plantes *vis-à-vis* des différentes contraintes environnementales, pour cela il est nécessaire :

- ❖ d'augmenter les doses de NaCl pour déterminer le seuil de tolérance de *P. oleracea* ;
- ❖ identifier des osmorégulateurs autres que la proline et les sucres solubles pour mieux élucider l'ajustement osmotique qui est un mécanisme très développé par les plantes pour faire face au stress osmotique comme la glycine bêtaïne et les protéines.

## **Références bibliographiques**



**AGUIRRE R., PIÑERO J., ROCHAA., ESTRADA R., LIMON S., 2015** -Microanalysis of leaves of *Atriplexcanescens* (Pursh) Nutt. under saline conditions. *International Journal of Farming and Allied Sciences*, 4(1):26-31.

**ASLOUM H., 1990**- Elaboration d'un système de production maraîchère (Tomate, *Lycopersicum esculentum* L.) en culture hors sol pour les régions sahariennes. Utilisation de substrats sableux et d'eaux saumâtres. Thèse de doctorat, développement et amélioration des végétaux, Université de Nice Sophia- Antipolis : 24- 32.

**BAILEY L H .,BAILEY EZ., 1976**- Hortus third :a concise dictionary of plants cultivated in the United States and Canada .MacMillan,New York,1290p.

**BEL HADJ SALAH K., CHEMLI R., 2004**-Variabilité phénotypique de quelques populations de pourpier (*Portulacaoleracea* L.) en Tunisie.*ActaBotanicaGallica: Botany Letters*,151(1):111-119.

**BELFAKIH M., IBRIZ M., ZOUAHRIA.,2013**- Effet de la salinité sur les paramètres morpho-physiologique de deux variétés de bananier (*Musa acuminata* L). *Journal of Applied Biosciences*, 70 : 5652-5662.

**BEN HASSENA A., 2009**-Induction des réactions de défense chez les plantes pour lutter contre les maladies. Thèse de doctorat, Université du 7 novembre à Carthage .Tunisie, 150p.

**BEN KHALED L., GÓMEZ A., HONRUBIA M., OIHABI A., 2003**- Effet du stress salin en milieu hydroponique sur le trèfle inoculé par le *Rhizobium*. *Agronomie, EDP Sciences*, 23 (7):553-560.

**BENMAHIOUL B., DAGUIN F., KAID-HARCHE M., 2009**-Effet du stress salin sur la germination et la croissance in vitro du pistachier (*Pistaciavera*L.). *Comptes Rendus Biologies*, 332(8) : 752-758.

**BENZAHERA S., SNOUSSI S.A.,2018**-impact du potentiel hydrogène d'une eau saline non conventionnelle sur la nutrition minérale du haricot (*phaseolusvulgaris* L.) cultivé en hors-sol. *Revue Agrobiologia*, 8(1): 786-791.

**BERMEJO JEH., LEON J., 1994**- Cultures marginalisées 1492 : une autre perspective. *Food & Agriculture Org*, 354p.

**BERTHOMIEU P., CONEJERO G., NUBLAT A., BRACHENBURY W.J., LAMBERT C., SAVIO C., UOZUMI N., OIKI S., YAMADA K., CELLIER F.,GOSTI F., SIMONNEAU T., ESSAH P.A. , TESTER M.,VERY A.A., SENTENAC H., CASSE F., 2003**- Functional analysis of *AtHKT1* in *Arabidopsis* shows that  $\text{Na}^+$  recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *Embo Journal*, Vol. 22: 2004- 2014.

- BOUAZIZ E., 1980**-Tolérance à la salure de la pomme de terre. *Physiol. Vég.*, 18(1) : 11-17.
- BOUGERRA I., SAKER F.Z., 2017**-Etude du comportement de quelques populations locales de luzerne pérenne (*Medicago sativa* L.) sous contrainte saline (chambredeculture) et en plein champs dans la région de M'sila. Thèse de doctorat, Université Mohamed Boudiaf de M'Sila, 107p.
- BOUZID N., 2010**-Étude de la résistance d'*Atriplex halimus* subsp. *Schweinfurthii* aux selssolubles. *Acta Botanica Gallica*, vol.157, N°.4: 787-791.

**CAYUELA E., PÉREZ-ALFOCEA F., CARO M. ET BOLARIN M.C., 1996**-Primiting of seeds with NaCl induces physiological changes in tomato plant grown under salt stress; *Plant Physiol*, 96: 231-236.

**CHERBUY B.,1991**-Les sols salés et leur réhabilitation étude bibliographique. Cemagraf, école. Nat. Renne, 170p.

**CHERIEF A., BOUHALILI M., 2018**-Effet de stress salin sur les paramètres morpho-physiologique, et biochimiques chez la fève *Vicia faba*L. Mémoire de Master en Biologique, Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem ,135p.

**CHERUKURI V.C., ANUSHA M., NARESH K., RANJITH K., ELUMALAI A., 2013**-Areview on phytochemical and pharmacologicalprophileof *Portulaca oleracea* *Linn.*(purslane).*Journal international de recherche en Ayurveda et en pharmacie (IJRAP)*,Vol.4(1):34-37.

**CHEVERRY C., RBERT M., 1998**-La dégradation des sols irrigués et de la ressource en eau. *Etude etGestion des sols*, Vol. 5, No. 4: 217- 226.

**CRONQUIST A., 1981**- An integrated system of classification of flowering plants. Columbia UniversityPress, New York, 1753p.

**DENDEN M., BETTAIEB T., SALHI A., MATHLOUTHI M., 2005**- Effet de la salinité sur la fluorescence chlorophyllienne, la teneur en proline et la production florale de trois espèces ornementales, *Tropicultura*, Vol. 23, No. 4 : 220-225.

**DJELLOULI F.,KROUF D.,BOUCHENAK M.,2019**-*Portulaca oleracea* L. et bienaits thérapeutiques sur le risque cardiovasculaire. *Nutr .Santé* ,Vol .08, N°01:20-26.

**DOUMI A., 2015**- Analyse du comportement de 06 lignées de petit pois (*Pisumsativum*L.) soumises au stress salin. Mémoire de Master en Sciences Agronomiques, Université Mohamed BOUDIAF de M'sila, 91p.

**DOUMI A., 2015**-Analyse du comportement de 06 lignées de petit pois (*Pisumsativum*L.) soumises au stress salin. Mémoire de Master en Sciences Agronomiques, Université Mohamed BOUDIAF de M'sila, 91p.

**DUBOIS M., GILLES K.A., HAMILTON J.K., PEBERS P.A AND SMITH F., 1956-** Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, Vol.28,.3: 350-356.

**DUBOS C., 2001-** Réponse moléculaire de jeunes plants de pin maritime soumis à un stress hydrique en milieu hydroponique. Thèse de doctorat en biologie Forestière, Université Henri Poincaré. Nancy I (France) : 54- 55.

**DUGAWALE T.P., KHANWELKAR C.C., DURAGAWALE P.P., 2019-** Quantitative estimation of total phenolic content of two species of *Portulaca* obtained by using microwave assisted extraction and its validation. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research (IJPSR)*, Vol. 10, No. 3: 1269-1274.

**DURNER E.F., 2013-** Principles of Horticultural Physiology. CABI Oxfordshire UK, 416 p.

**E** **EL IKLIL Y., KARROU M., MRABET R., BENICHOU M., 2002-** Effet du stress salin sur la variation de certains métabolites chez *Lycopersicon esculentum* et *Lycopersicon cheesmanii*. *Canadian journal of plant science*, 82(1):177-183.

**EL MADIDI S., EL BAROUDI B., BANIAAMEUR F., 2003-** Variation de la tolérance à la salinité chez l'orge pendant la germination et la croissance des plantes. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 23(2-4): 109- 115.

**F** **ERET J.B., 2009-** Apport de la modélisation pour l'estimation de la teneur en pigments foliaires par télédétection. Thèse de doctorat en Sciences de l'Environnement d'Ile de France, Université Pierre & Marie Curie : 8.

**FERNANDO E. P., MIRNA B. H., PATRICIA L. A., MIRIAM G. G., VERÓNICA E. R., 2017-** Anatomical and Physiological Responses of Four Quinoa Cultivars to Salinity at Seedling Stage. *Indian Journal of Science and Technology*, Vol. 10, No.8:1-12.

**G** **ERHARD R., 1993-** Metabolism des végétaux. Physiologie et biochimie. Presses polytechniques et universitaires, Romande : 175-352 .

**GROUZIS M., HEIM G., BERGER A., 1977-** Croissance et accumulation de sels chez deux salicornes annuelles du littoral méditerranéen. *Oecologia plantarum*, 12(4): 307-322.

**H** **ADJADJ S., DJERROUDI O., BISSATI S., 2011-** Etude comparative des mécanismes biochimiques de tolérance au stress salin de deux espèces d'*Atriplex* : *Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Purch) Nutt. *Algerian Journal of Arid Environment*, 1(2) : 3- 10.

**HANANA M., HAMROUNIL., CAGNACO., BLUMWALDE., 2011-** Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes. *Environmental Reviews*, Vol.19:125-127.

**HELLER R., ESNAULT R., LANCE C., 1998-** Physiologie végétale. Tome1. Nutrition. 6<sup>ème</sup> édition, DUNOD, Paris: 134- 135.

**HOPKINS W.G., 2003-** Physiologie végétale. 2<sup>ème</sup> édition. De Boeck, Bruscelles: 61-476p.

**HWESS H., AYADI R., MAHOUACHI W., REZGUI M., Balti H., HAMROUNI L.,2017-**Notes ethnobotanique et ethnopharmacologique sur Portulacaoleracea (L.). Phytothérapie,1-5.

**I****GHILHARIZ Z., 1990-**Etude du comportement physiologique, biochimique et structurale du Retamaretam (R'tam) vis-à-vis du chlorure de sodium. Mémoire de magister, Université Es-Senia, Oran, 120 p.

**J****ALLOULI S.S., 2019-** Etude de l'homéostasie des sucres en réponse à une forte salinité chez Arabidopsisthaliana: impact sur l'anatomie des tissus vasculaires dans la hampe florale et rôle dans la tolérance. Thèse de doctorat en biologie, Université Paris-Saclay; Université du Centre (Sousse, Tunisie),190p.

**JONES BS., LUCHSINGER EA., 1987-** Plant Systematics. New York: McGraw-Hill Book Company, 512p.

**K****AROUNE S., KECHEBAR M. S. A., HALIS Y., DJELLOULIA., RAHMOUNEC., 2016-**Effet du stress salin sur la morphologie, la physiologie et la biochimie de l'Acacia albida. Journal Algérien des Régions Arides.Centre de recherche scientifique et technique sur les régions arides, N°.14:60-73.

**KAROUNES.,KECHEBARM.S.A.,HALISY.,DJELLOULIA.,RAHMOUNEC.,2017-** Effet du stress salin sur la morphologie ,la physiologie et la biochimie de l'Acacia albida .Journal Algérien des Régions Arides. Centre de recherche scientifique et technique sur les régions arides ,N°.14:60-73.

**KELLER F., LUDLOW M.M., 1993-** Carbohydrate metabolism in drought-stressed leaves of Pigeon pea (Cajanuscajan). Journal of Experimental Botany, Vol.44, No. 265: 1351- 1359.

**KHAN M., HAMID A.,SALAHUDDIN A., QUASEM A., KARIM M.,1997-**Effect of sodium chloride on growth, photosynthesis and mineral ions accumulation of different types of rice (*Ovsya sativa*).J. Agronomy and science: 149-161.

**L****AHOUEL H., 2014-**Contribution à l'étude de l'influence de la salinité sur le rendement des céréales (cas de l'orge) dans la région de Hemadna à Relizane. Mémoire Master en Agronomie, Université Abou Bekrbelkaid- Tlemcen, 104p.

**LIU L., HOWE P., ZHOU Y.F., XU Z.Q., HOCART C., AND ZHAN R., 2000-**Fatty acids and beta-carotene in Australian Purslane(*Portulacaoleracea*) varieties. *Journal of ChromatographyA*, Vol. 893, No. 1: 207- 213.

**MAHROUZ F., 2013-** Effet de stress salin sur la croissance et la composition chimique de l'*Atriplexcanescens*, Mémoire de Master en Agronomie saharienne, Université kasdiMerbah-Ouargla, 68p.

**MARCHANDA G., GARG N., 2008-** Salinity and its effects on the functional biology of legumes. *Acta PhysiologiaePlantarum*, 30(5): 595-618.

**MERMOUD A., 2001-** Cours de physique du sol : Maitrise de la salinité du sol. Version provisoire . Ecole Fédérale de Lausanne, 14 p.

**MIDOUN N., KADRI A., 2015-**Effet du stress salin sur quelques paramètres biochimiques de la luzerne cultivée (*Medicago sativa* L.).Mémoire de Master en Sciences Biologiques, Université KasdiMerbah Ouargla ,71p.

**MIRYAM O., 2017-** Recherche des marqueurs biochimiques de la tolérance à la salinité chez le Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). Thèse de doctorat en Sciences biologiques, Université Oran I Ahmed Ben Bella, 115p.

**MISHRA A., TANNA B., 2017-**Halophytes: Potential Resources for Salt Stress Tolerance Genes and Promoters. *Frontiers in Plant Science*, Vol.8:1-10.

**MOHAMEDEN O., BOUYA D., SALEM A. O. M., 2011-**Etude de l'effet du stress salin (NaCl) chez deux variétés de tomate (Campbell 33 et Mongal). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 5(3):860-900.

**MONNEVEUX P., NEMMAR M., 1986-** Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre (*T. aestivum* L.) et chez le blé dur (*T. durum* Desf). Etude de l'accumulation de la proline au cours du cycle de développement. *Agronomie*, 6(6) : 583-590.

**NASRI S., 2014-**Effet de la contrainte saline sur la germination et la croissance de quelques provenances algériennes d'arganier (*Argania spinosa* L.).Mémoire de Magister en Foresterie, Université Abou Bekr Belkaid- Tlemcen, 92p.

**PAQUIN R., 1986-** Effet de l'humidité du sol sur la teneur de la proline libre et des sucres totaux de la luzerne endurcie au froid et à la sécheresse. *Can. Journal Plant Science*, Vol. 66 : 95- 101.

**PRADO F.E., BOERO C., GALLARODO M., GONZALEZ J.A., 2000-** Effect of NaCl on germination, growth and soluble sugar content in *Chenopodium quinoa* wild seeds. *Bot Bull Acad Sinica* 41:27–34.

**RABIAA K., 2019-**Contribution des champignons endophytes à la tolérance aux facteurs adverses (biotiques et abiotiques) des espèces cultivées: isolement des champignons endophytes et étude de leur contribution à la tolérance à la salinité ou à des polluants. Thèse

de doctorat en Science Agronomiques, Université Abdel hamidibnbadis de Mostaganem, 195p.

**REJILI M ., NEFFATP M., VADEL M.A., 2006-**Comportement germinatif de deux populations de *Lotus creticus*. L en présence du NaCl. *Revue des Régions Arides*, 1(17) :65-78.

**RODRIGUEZ H.G., ROBERTS JKM., JORDAN W.R., DREW M.C., 1997-**Growth, water relations, and accumulation of organic and inorganic solutes in roots of maize seedlings during salt stress. *Plant Physiology*, Vol. 113, No. 3: 881- 893.

**S**AID B., ABDELMAJID H., 2011- Effet de stress salin sur la germination de quelques espèces du genre *Atriplex* *Revue « natures& technologie »*, N°.5: 72 - 79.

**SEBANE R.F., 2015-**Action combinée de la salinité et de l'acide salicylique sur les réponses biochimiques de deux espèces : *Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. Mémoire de Magister en Science de la vie et de la terre, Université d'Oran, 50p..

**SERRANO R., MULET J.M., RIOS G., MARQUEZ J.A., DE LARINOA I.F., LEUBE M.P., MENDIZABAL I., PASCUAL-AHUIR A., PROFT M., ROS R., MONTESINOS C., 1999-** A glimpse of the mechanisms of ion homeostasis during salt stress. *Journal de botanique expérimentale*, Vol.50 : 1023- 1036.

**SASSOUI D., 2016-** Etude ethnobotanique, phytochimique, histologique et activité antidépressive de *Portulaca oleracea* L. et *Peganum harmala* L. Thèse de doctorat en biologie, Université Badji Mokhtar Annaba, 262p.

**STENGEL P., BRUCKLER L., BALES DENT J., 2009-**Le sol. Paris, France. 182.

**T**ADRENT F., 2017- Dosage de la proline et la glycine bêtaïne chez quatre variétés de lentilles (*Lens culinaris* L.) sous stress salin. Mémoire de Master en Biologie et physiologie végétale, université des Frères Mentouri Constantine , 62p.

**TAHRI M., 2017-** Recherche de paramètres liés à la tolérance au sel chez l'haricot (*Phaseolus vulgaris* L.). Thèse de doctorat en science Agronomique, Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem. 178p.

**TAJI T., SEKI M., SATOU M., SAKURAI T., KOBAYASHI M., ISHIYAMA K., NARUSAKA Y., NARUSAKA M., ZHU J.K., SHINOZAKI K., 2004-** Comparative genomics in salt tolerance between *Arabidopsis* and *Arabidopsis*-related halophyte salt stress using *Arabidopsis* microarray. *Plant Physiology*, Vol. 135: 1697-1709.

**TORRECILLAS A., ALARCON J.J., SANCHEZ-BLANCO M.J., 1994-** Osmotic adjustment in leaves of *Lycopersicon esculentum* and *L. pennellii* in response to saline water irrigation. *Biologia Plantarum*, Vol. 36, No. 2: 247- 254.

**TORRECILLAS A., LEON A., DEL AMOR F., MARTINEZ-MONPEAN M.C., 1984-** Determin aciónrápida de clorofi la en discos foliares de limonero. Fruits, Vol .39,No.10: 617-622.

**TREMBLING., 2000-** Comportement auto-écologique de Halopeplisamplexicaulis: plante pionnière des sebkhas de l'ouest algérien. Sécheresse ,Vol.11, No.2:109-116.

**XIANG L., XING D., WANG W., WANG R., DING Y., DU L., 2005-**Alcaloïdes from Portulacaoleracea L, Phytochem., 66(21): 2595-2601.

**YANG S.X., ZHAO Y.X., ZHANG Q., HE Y.K., ZHANG H., HALI L.,2011-**Mediated salt adaptation in Arabodopsis thaliana. CellRes, 11: 142-148.

**ZERRAD W., HILLALI S., MATAOUI B., EL ANTRI S., ET HMYENE A., 2006-** Etude comparative des mécanismes biochimiques et moléculaires de résistance au stress hydrique de deux variétés de blé dur. Congrès International de Biochimie, Agadir : 371- 376.

**ZERROUMDA M.E., 2012-**Approches physiologiques et métaboliques pour la sélection de variétés d'orge tolérantes vis-à-vis d'une contrainte saline.Mémoire de Magister en Sciences Agronomiques , École Nationale Supérieure Agronomique -El Harrach -Alger,100p.

**ZHOU Y.X., XIN H.L., RAHMAN K., WANG S.J., PENG C., ZHANG H., 2015-**Portulacaoleracea L. : a review of phytochemistry and pharmacological effects.JournalofBiomedicine and Biotechnology, Vol. 2015:1-11.

**ZID E., 1982-** Relations hydriques dans la feuille de *Citrus aurantium* : effets de l'âge et de la salinité. Rev. FAC. Sc. Tunis, 2 : 195- 205.

**ZIDAN Y., BOUDERBALA S., BOUCHENAK M., 2016-**L'extrait aqueux lyophilisé de previent contre la peroxydation lipidique en augmentant l'activité de la paraoxonase-1, chez des rats soumis à un régime enrichi en cholestérol.Nutr. Santé, Vol. 05, No .02 .107-114.





# **Annexes**

---

---

### **Annexe 1: Méthode de calcul de la capacité de rétention**

Dans un pot de yaourt perforé à sa base ( $P_0$ ), on met 100 g de sable lavé ( $P_1$ ), puis on verse l'eau distillée jusqu'à saturation. Ce pot est ensuite couvert avec un papier aluminium pour éviter l'évaporation de l'eau et mis sur la paille pendant 48 heures. Après cette durée de temps, le pot est repesé ( $P_2$ ).

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

$$P_0 = 3,89 \text{ g}$$

$$P_1 = 100 \text{ g}$$

$$P_2 = 125,26 \text{ g}$$

$$CR = (P_2 - P_1) - P_0 = (125,26 - 100) - 3,89 = 21,37 \text{ g}$$

La capacité de rétention pour 100 g de sable est égale 21,37 ml.

#### **Calcul de la capacité de rétention CR pour le substrat**

$$21,37 \text{ ml} \rightarrow 100 \text{ g}$$

$$CR \text{ ml} \rightarrow 1626,98 \text{ g}$$

$$CR = (1626,98 \times 21,37) / 100 = 374,68 \text{ ml.}$$

#### **Calcul de la capacité de rétention à 40 % et 60 %**

✓ **Pour 40%**

$$374,68 \text{ ml} \rightarrow 100 \%$$

$$CR_{40} \% \text{ ml} \rightarrow 40 \%$$

$$CR_{40} \% = (374,68 \times 40) / 100 = 139,07 \text{ ml}$$

✓ **Pour 60%**

$$374,68 \text{ ml} \rightarrow 100\%$$

$$CR_{60} \% \text{ ml} \rightarrow 60\%$$

$$CR_{60} \% = (374,68 \times 60) / 100 = 224,80 \text{ ml}$$

La capacité de rétention à 40 % et 60 % est égale 139,07 et 224,80 ml respectivement pour 1626,98 g de substrat

**Annexe 2 : Photos illustrant les étapes d'expérimentation pratique**



**Photo 1 :** Plantules de pourpier stressées aux traitements de 0, 100,200 et 300mMde NaCl provenancede Oued Souf.



**Photo 2 :** Plantules de pourpier stressées aux traitements de 0, 100,200 et 300mMde NaCl provenance d'Ouargla



(ARAF A et SAAIDAIA, 2020)

**Photo 3:** Extraction de la chlorophylle



(ARAF A et SAAIDAIA, 2020)

**Photo 4 :** Dosage des sucres solubles



(ARAF A et SAAIDAIA, 2020)

**Photo 5 :** Dosage de la proline

Annexe 3 : Photothèques des différentes matérielles utilisées

	
<p><b>Hotte à flux lumière</b></p>	<p><b>Étuve</b></p>
	
<p><b>Balance de précision</b></p>	<p><b>Bain-marie</b></p>
	
<p><b>Vortex</b></p>	<p><b>Spectrophotométrie UV-visible</b></p>



## Effet de la salinité sur quelques biomarqueurs chez le pourpier (*Portulaca oleracea* L.) : une plante de la médecine traditionnelle Algérienne

### Résumé :

Le présent travail porte sur l'étude de la réponse au stress salin de deux provenances de pourpier (*Portulaca oleracea* L.) cultivées dans des pots contenant un substrat sol/terreau (2V/V) en utilisant différentes concentrations en NaCl (0, 100, 200 et 300 mM). L'étude s'intéresse sur l'évaluation des taux des pigments chlorophylliens (a, b et totale) et le dosage des osmoprotecteurs (proline et sucres solubles totaux) dans les feuilles et les racines des plantules âgées de 75 jours du semis. Les résultats obtenus montrent que le comportement physiologique de ces deux provenances de pourpier sous l'effet de doses croissantes en NaCl se traduit par une baisse des teneurs en pigments chlorophylliens. Ainsi qu'une accumulation de proline et des sucres solubles totaux, aussi bien dans les systèmes racinaires qu'aux dans ceux foliaires. Par ailleurs, la salinité a entraîné des modifications des paramètres physiologiques et biochimiques qui n'affectent pas les deux provenances de pourpier de la même manière. Le degré de sensibilité au sel dépend de l'intensité du stress, de la provenance et de type d'organe. La sélection du matériel végétal tolérant au sel est par conséquent, tributaire d'une connaissance approfondie des mécanismes physiologiques et biochimiques.

**Mots clés:** *Portulaca oleracea* L., salinité, provenance, chlorophylles, proline, sucres solubles.

### تأثير الملوحة على بعض المؤشرات الحيوية عند نبات البند راق (*Portulaca oleracea* L.) : عشبة طبية في الطب التقليدي الجزائري

#### المخلص :

الهدف من انجاز هذا العمل هو دراسة الاستجابة للإجهاد الملحي عند صنفين من نبات البند راق المزروعة في أواني تحتوي على طبقة رمل / سماد (V / V2) ، باستخدام تراكيز مختلفة من كلوريد الصوديوم (0 ، 100 ، 200 و 300 ملي مولار). تركز الدراسة على تقييم مستويات أصباغ الكلوروفيل (أ ، ب والكلي) وقياس حماة التناضح osmoprotectors (البرولين والسكريات المنحلة) في أوراق وجذور النباتات التي يبلغ عمرها 75 يومًا من بداية الزراعة. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن السلوك الفسيولوجي للصنفين من نبات البند راق تحت تأثير التركيز المتزايدة من كلوريد الصوديوم يؤدي إلى انخفاض في محتويات أصباغ الكلوروفيل وتراكم البرولين والسكريات المنحلة ، أكثر في نظم الجذور من أنظمة الأوراق. بالإضافة إلى أن الملوحة تسببت في تغيرات في العوامل الفسيولوجية و البيوكيماوية في كلا الصنفين بطريقة مختلفة. درجة حساسية هذه النباتات للملح تختلف بناء على شدة الإجهاد وأصل النبات و العضو النباتي. وبالتالي فإن اختيار الانواع النباتية التي تتحمل الملح يعتمد على معرفة دقيقة بالآليات الفسيولوجية والكيميائية الحيوية.

**الكلمات المفتاحية:** نبات البند راق ، الملوحة ، المصدر ، الكلوروفيل ، البرولين ، السكريات المنحلة.

## Effect of salinity on some biomarkers in purslane (*Portulaca oleracea* L.) : a plant of the Algerian traditional medicine

### Abstract:

The present work concerns the study of the response to salt stress of two provenances of purslane (*Portulaca oleracea* L.) cultivated in pots containing a soil/ organic soil(2V / V), using different NaCl concentrations (0, 100, 200 and 300 mM). The study focuses on the evaluation of the levels of chlorophyll pigments (a, b and total) and the dosage of osmoprotectors (proline and total soluble sugars) in the leaves and roots of seedlings aged 75 days from sowing. The obtained results show that the physiological behavior of these provenances of purslane under the increasing doses of NaCl results in a decrease in the contents of chlorophyll pigments and in an accumulation of proline and total soluble sugars, more in root systems than in leaves ones. In addition, the salinity has caused changes in physiological and biochemical parameters that do not affect the two provenances of purslane in the same way. The degree of salt sensitivity depends on the intensity of the stress, the provenance and type of organ. The selection of salt tolerant plant material is therefore, dependent on a thorough knowledge of physiological and biochemical mechanisms.

**Key words:** *Portulaca oleracea* L., salinity, provenance, chlorophylls, proline, soluble sugars.