



UNIVERSITE KASDI MERBAH- OUARGLA

FACULTE DES SCIENCES
ET SCIENCES DE L'INGENIEUR

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de

MAGISTER

Option : Biologie

Spécialité : Biochimie et Analyse des Bioproduits

Par: HADJADJ Soumia

Thème

*Contribution à l'étude de l'effet de la salinité sur des marqueurs biochimiques (proline et sucres solubles) de plantes juvéniles d'*Atriplex halimus* L. et d'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt*

Soutenu publiquement le : 14/ 06 / 2009

Devant le jury :

| | | | |
|--------------------------|------------|--------------|--------------|
| OULD EL HADJ M. Didi | Professeur | Univ. Ourgla | Président |
| BELKHODJA Moulay | Professeur | Univ. Oran | Examinateur |
| OULD ELHADJ-KHELIL Amina | MCA | Univ. Ourgla | Examinatrice |
| BISSATI Samia | MCA | Univ. Ourgla | Encadreur |
| DJERROUDI Ouiza | MACC | Univ. Ourgla | Co-Encadreur |

Remerciements

Tout d'abord nous remercions Dieu le tout puissant de la bonne santé, la volonté et la patience qu'il nous a donnée tout le long de nos études.

Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et à remercier :

M^{me} BISSATI Samia Maître de Conférences au Département de Biologie promoteur, pour avoir dirigé ce travail et accepté d'encadrer, pour ses conseils et ses orientations.

M^{me} DJERROUDI Ouiza Maître Assistante Charge de Cours au Département des Sciences Agronomiques co-promoteur, pour toute l'aide qu'elle a apportée, ses conseils et ses remarques.

Mr OULD EL HADJ M Didi Professeur au Département de Biologie, de l'honneur qu'il me fait en assurant la présidence du jury.

Mr BELKHODJA Moulay Professeur à l'Université d'Es-Senia Oran, qui me fait l'honneur d'examiner ce travail.

M^{me} OULD EL HADJ- KHELIL Aminata Maître de Conférences au Département de Biologie, pour son soutien et qui me fait aussi l'honneur d'examiner ce travail.

Nous remercions également le personnel du laboratoire de Protection des Ecosystèmes en Zones Arides et Semi-arides particulièrement *Mr IDDER Abdelhak* et *M^{elle} BOUGHABA Latifa* pour leurs aides lors des travaux au laboratoire, le personnel du laboratoire de Bioressources Sahariennes, en particulier *M^{me} IDDER Saïda* pour son aide précieuse.

À tout le personnel des laboratoires des Départements de Biologie et d'Agronomie, *Mr BEGARJ El-Aiach* et *M^{elle} GHERAIRJ Yamina* ainsi qu'au personnel de la bibliothèque.

À tous les enseignants des Départements de Biologie et d'Agronomie.

À tous les étudiants de Post-Graduation Option: Biochimie et Analyse des Bioproduits.

Enfin nous tenons à exprimer toute reconnaissance et remerciements à tous ceux qui ont aidé de près ou de loin « *les familles BEN MOUSSA et BABZIZ* ».

HADJADJ Soumia

Contribution à l'étude de l'effet de la salinité sur des marqueurs biochimiques (proline et sucres solubles) de plantes juvéniles d'*Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

L'effet de concentrations de NaCl+ CaCl₂ 400 et 600 meq et d'eau de mer 50% et 100%, sur le comportement biochimique de deux espèces d'*Atriplex* ; *halimus* L. et *canescens* (Pursh) Nutt. dont les graines proviennent de Djelfa est étudié. La proline et les sucres solubles sont admis comme étant des marqueurs biochimiques de la résistance aux stress abiotiques, ils sont analysés après une semaine de stress à partir des feuilles apicales et basales, des tiges et des racines pour la proline et des organes aériens seulement pour les sucres solubles des plantes âgées de quatre mois du semis. Les résultats montrent la variabilité de l'accumulation de proline et des sucres solubles selon l'organe de la plante, l'espèce, la nature et l'intensité du traitement salin.

Selon l'étage foliaire, l'accumulation de la proline se manifeste davantage dans les feuilles apicales d'*Atriplex halimus* L., avec les deux natures de sels et dans les feuilles basales d'*Atriplex canescens*, sous les milieux à 400 et 600 meq de NaCl+ CaCl₂ et à 50% d'eau de mer et se répartit de manière identique dans les deux étages foliaires sous le traitement à l'eau de mer pure.

Au niveau des organes, l'acide aminé s'accumule plus dans les feuilles, notamment dans les feuilles apicales d'*Atriplex halimus* L. avec tous les traitements et dans les feuilles basales d'*Atriplex canescens* sous salinité modérée (400 meq de sels et 50% d'eau de mer) par rapport aux tiges et aux racines. Sous les milieux les plus concentrés (600 meq de sels et 100% d'eau de mer), la proline devient importante dans les tiges.

L'accumulation des sucres solubles est importante dans les feuilles soit pour les plantes d'*Atriplex canescens* avec tous les traitements salins ou pour l'*Atriplex halimus* L. stressées à 400 et 600 meq de sels et à l'eau de mer pure. A 50% d'eau de mer ces composés glucidiques s'accumulent davantage dans les tiges.

Mots clés : *Atriplex*, Salinité, Proline, Sucres solubles.

Contribution to the study of salinity effect on biochemical markers (proline and soluble sugars) in the young plants of *Atriplex halimus* L. and *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

The effect of NaCl+ CaCl₂ at 400 and 600 meq on the accumulation of proline and the soluble sugars and at the level of various organs of *Atriplex halimus* L. and *Atriplex canescens* is studied. Results show the variability of the accumulation of these biochemical markers according to the organ, the species and the intensity of the salt treatments. The proline accumulate more in apexes leaves of *Atriplex halimus* L. with all treatments and basic leaves of *Atriplex canescens* at 400 meqs in relation to stems and to roots. At 600 meqs the proline becomes important in stems. The soluble sugar accumulation is important in leaves at the two species with all treatments

The effect of concentrations of NaCl+ CaCl₂ at 400 and 600 meq and the sea water diluted at 50% or no 100% on biochemical behaviour of two *Atriplex* species; *halimus* L. and *canescens* (Pursh) Nutt. seeds come of the Djelfa is studied. The proline and soluble sugars are admitted as biochimecal markers of resisting to the abiotic stress. They are analysed after one week of stress from apical and basic leaves, stems and roots for the proline and from only the aerial organs for the soluble sugars of the plants aged of four months. The results shows the variability of the accumulation of proline and soluble sugars according to the plant organ, the species, the nature and the intensity of the salt treatments.

At the level of foliage, the accumulation of the proline appears of advantage in the apical leaves of the *Atriplex halimus* L., with two nature of salts and in the basic leaves of *Atriplex canescens* under treatment at 400 and 600 meq of NaCl+ CaCl₂ and the sea water diluted at 50% and distributes himself in an identical manner in two parts foliages under the treatment to the pure sea water.

At the level of organs, the amino acid accumulates at the level more in leaves and especially in apexes leaves of *Atriplex halimus* L. with all the treatments and in basic leaves of *Atriplex canescens* under moderate salinity compared to stems and roots. Under the more extracts treatments, proline becomes important in the stems.

The soluble sugar accumulation is important in leaves either for plants of *Atriplex canescens* with all treatments to salts or for the *Atriplex halimus* L. stressed at 400 and 600 meq of salts and the pure sea water, under sea water diluted at 50% this compound glycolic accumulate more in stems.

Kay words: *Atriplex*, Salinity, Proline, Soluble sugars.

مساهمة في دراسة تأثير الملوحة على الكواشف البيوكيميائية (البرولين و السكريات المنحلة) لنباتات

فتية *Atriplex halimus* L. و *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

بههدف توضيح الإستجابة البيوكيميائية لفصلتين من نبات القطف *halimus* L. و *canescens* (Pursh) Nutt. قمنا بمعالجتها بتركيز متزايدة 400 و 600 ملي مكافئ من محلول كلوريد الصوديوم و الكالسيوم، ماء البحر المخفف بنسبة % 50 و غير المخفف %100، حيث بدور هذه النباتات جلبت من منطقة الجلفة. البرولين و السكريات المنحلة من بين المركبات التي تعتبر ككواشف بيوكيميائية لمقاومة الإجهاد البيئي. بعد أسبوع من الإجهاد الملحي تم تحليل هذه المركبات في الأوراق العلوية و السفلية، الساق و الجذور بالنسبة للبرولين، بينما اقتصر تحليل السكريات على أعضاء الجزء الهوائي لنباتات عمرها أربعة أشهر. النتائج المحصل عليها توضح اختلافا في تكديس هذه المركبات من عضو إلى آخر، حسب صنف النبات و طبيعة وتركيز المحلول الملحي المعالج.

على مستوى الأوراق، تراكم البرولين يكون بكثرة في الأوراق العلوية لنباتات *Atriplex halimus* L. المعالجة ب $NaCl + CaCl_2$ و ماء البحر، و في الأوراق السفلية لنباتات *Atriplex canescens* بالأوسط 400 و 600 ملي مكافئ $NaCl + CaCl_2$ و %50 ماء البحر بينما يتوزع بنسب متماثلة في النوعين من الأوراق للنباتات المعاملة بماء البحر النقي.

على مستوى الأعضاء، الحمض الأميني يتكدس بكثرة في الأوراق بالخصوص الأوراق العلوية لنباتات *Atriplex halimus* L. في مختلف الأوساط المعالجة، و في الأوراق السفلية لنباتات *Atriplex canescens* بالأوساط الملحية المعتدلة (400 ملي مكافئ و % 50 من ماء البحر) بالمقارنة بالساق و الجذور. في الأوساط عالية التركيز (600 ملي مكافئ و % 100 ماء البحر) تراكم البرولين أكثر في الساق.

تكديس السكريات المنحلة أكثر في الأوراق بالنسبة *Atriplex canescens* بكافة الأوساط المعالجة، أيضا في أوراق *Atriplex halimus* L. المعاملة ب 400 و 600 ملي مكافئ من الأملاح و ماء البحر النقي. بالوسط %50 ماء البحر المركبات السكرية تتراكم أكثر في الساق.

الكلمات الدالة: *Atriplex*، الملوحة، البرولين، السكريات المنحلة.

Liste des abréviations

| | |
|------------------|---|
| ATPase | : Adénosine- Triphosphatase |
| CE | : Conductivité Electrique |
| CR | : Capacité de Rétention |
| GSA | : L-Glutamate- γ -Semialdéhyde |
| kDa | : Kilo Dalton |
| mmhos/ cm | : millimohs par centimètre |
| MS | : Matière Sèche |
| NAD | : Nicotinamide- Adénine- Dinucléotide |
| NADP | : Nicotinamide- Adénine- Dinucléotide- Phosphate |
| OAA | : Oxaloacétate |
| P5C | : Δ^1 -Pyrroline-5-Carboxylate |
| P5CDH | : Pyrroline-5-Carboxylate Déshydrogénase |
| PCK | : Phosphoénol pyruvate CarboxyKinase |
| P5CR | : Pyrroline-5-Carboxylate Réductase |
| P5CS | : Pyrroline-5-Carboxylate Synthétase |
| PEG | : Polyéthylène Glycol |
| PEP | : Phosphoénol Pyruvate |
| PEPcase | : Phosphoénol Pyruvate carboxylase |
| PPase | : Pyrophosphatase |
| ProDH | : Proline Déshydrogénase |
| PSE | : Pourcentage de Sodium Echangeable |
| R | : Coefficient de corrélation |
| ROS | : Espèces Réactives de l'Oxygène |
| Rubisco | : Ribulose-1,5-biphosphate carboxylase- oxygénase |
| UFL/ Kg | : Unité Fourragère Laitière par Kilogramme |

Liste des tableaux

| N° | Titre | Page |
|----|---|------|
| 1 | Classification des sols salés | 8 |
| 2 | Composition de la solution nutritive de HOAGLAND (1938) | 35 |
| 3 | Composition de la solution saline au NaCl+ CaCl ₂ | 35 |
| 4 | Composition de la solution saline d'eau de mer | 36 |
| 5 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'étage foliaire d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 42 |
| 6 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'étage foliaire d' <i>Atriplex canescens</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 44 |
| 7 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'organe d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 45 |
| 8 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'organe d' <i>Atriplex canescens</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 47 |
| 9 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'étage foliaire d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 48 |
| 10 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'étage foliaire d' <i>Atriplex canescens</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 50 |
| 11 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'organe d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 51 |
| 12 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'organe d' <i>Atriplex canescens</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 53 |
| 13 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles apicales d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 54 |
| 14 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles basales d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 56 |

| | | |
|----|--|----|
| 15 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les tiges d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 57 |
| 16 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les racines d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 59 |
| 17 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles apicales d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 60 |
| 18 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles basales d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours stressées à l'eau de mer | 62 |
| 19 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les tiges d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 63 |
| 20 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les racines d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours stressées à l'eau de mer | 65 |
| 21 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) des feuilles et des tiges d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 66 |
| 22 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) des feuilles et des tiges d' <i>Atriplex canescens</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 68 |
| 23 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ de MS}$) des feuilles et des tiges d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 69 |
| 24 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) des feuilles et des tiges d' <i>Atriplex canescens</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 71 |
| 25 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 72 |
| 26 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les tiges d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 74 |
| 27 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 75 |
| 28 | Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les tiges d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 77 |

Liste des figures

| N° | Titre | Page |
|----|---|------|
| 1 | Fonctions des différents composants dans la protection des cellules durant la période du stress salin | 15 |
| 2 | Voies métaboliques de la proline chez les végétaux supérieurs | 18 |
| 3 | Coupe transversale d'une feuille d' <i>Atriplex tatarica</i> | 19 |
| 4 | Trois variantes du cycle C4 | 20 |
| 5 | Caractéristiques morphologiques des plantes d' <i>Atriplex halimus</i> L. (A) et d' <i>Atriplex canescens</i> (B) | 25 |
| 6 | Mode d'application du stress salin aux plantes | 37 |
| 7 | Teneurs en proline selon l'étage foliaire d' <i>Atriplex halimus</i> L. (A) et d' <i>Atriplex canescens</i> (B) âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 43 |
| 8 | Teneurs en proline selon l'organe d' <i>Atriplex halimus</i> L. (A) et d' <i>Atriplex canescens</i> (B) âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 46 |
| 9 | Teneurs en proline selon l'étage foliaire d' <i>Atriplex halimus</i> L. (A) et d' <i>Atriplex canescens</i> (B) âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 49 |
| 10 | Teneur en proline selon l'organe d' <i>Atriplex halimus</i> L. (A) et d' <i>Atriplex canescens</i> (B) âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 52 |
| 11 | Teneurs comparées en proline dans les feuilles apicales (A) et les feuilles basales (B) d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 55 |
| 12 | Teneurs comparées en proline dans les tiges (A) et les racines (B) d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 58 |
| 13 | Teneurs comparées en proline dans les feuilles apicales (A) et les feuilles basales (B) d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 61 |
| 14 | Teneurs comparées en proline dans les tiges (A) et les racines (B) d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 64 |
| 15 | Teneurs en sucres solubles des feuilles et des tiges d' <i>Atriplex halimus</i> L. (A) et d' <i>Atriplex canescens</i> (B) âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 67 |
| 16 | Teneurs en sucres solubles des feuilles et des tiges d' <i>Atriplex halimus</i> L. (A) et d' <i>Atriplex canescens</i> (B) âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 70 |
| 17 | Teneurs comparées en sucres solubles dans les feuilles (A) et les tiges (B) d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 73 |
| 18 | Teneurs comparées en sucres solubles dans les feuilles (A) et les tiges (B) d' <i>Atriplex</i> âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer | 76 |

Liste des photos

| N° | Titre | Page |
|-----------|---|-------------|
| 1 | Plantules d' <i>Atriplex canescens</i> (A) et d' <i>Atriplex halimus</i> L. (B) dans les alvéoles au stade 5 - 6 feuilles | 33 |
| 2 | Plantules d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées d'une semaine après le repiquage | 33 |
| 3 | Plantes d' <i>Atriplex canescens</i> âgées de deux mois après le repiquage | 34 |
| 4 | Plantes d' <i>Atriplex halimus</i> L. âgées de deux mois après le repiquage | 34 |

Sommaire

| | |
|---|----|
| Liste des abréviations | |
| Liste des tableaux | |
| Liste des figures | |
| Liste des photos | |
| Introduction | 2 |
| Chapitre I - Données bibliographiques | |
| I.- Salinité et sols salés | 5 |
| 1. - Définition | 5 |
| 2. - Répartition géographique et importance des sols salés | 5 |
| 2.1. - Dans le monde | 5 |
| 2.2. - En Algérie | 6 |
| 3. - Principaux sels solubles | 6 |
| 4. - Types de sols affectés par les sels | 7 |
| II. - Salinité et plante | 9 |
| 1. - Définition du stress | 9 |
| 2. - Effets de la salinité sur les processus physiologiques de la plante | 10 |
| 2.1. - Effets sur la germination | 10 |
| 2.2. - Effets sur la croissance et le développement | 10 |
| 3. - Effets de la salinité sur les processus biochimiques de la plante | 11 |
| 4. - Mécanismes de résistance à la salinité chez les végétaux | 12 |
| 4.1. - Exclusion | 12 |
| 4.2. - Inclusion | 12 |
| 5. - Mécanismes morphologiques et anatomiques de la résistance à la salinité | 13 |
| 5.1. - Adaptations morphologiques | 13 |
| 5.2. - Adaptations anatomiques | 13 |
| 6. - Mécanismes physiologiques et métaboliques de la résistance à la salinité | 14 |
| 6.1. - Adaptations physiologiques | 14 |
| 6.2. - Adaptations métaboliques et accumulations des solutés organiques | 16 |

| | |
|--|----|
| III. - <i>Atriplex</i> | 23 |
| 1. - Généralités | 23 |
| 2. - Systématique des espèces étudiées | 23 |
| 3. - Description morphologique des espèces étudiées | 24 |
| 3.1. - <i>Atriplex halimus</i> L. | 24 |
| 3.2. - <i>Atriplex canescences</i> | 26 |
| 4. - Intérêt fourrager et importance économique du genre <i>Atriplex</i> | 26 |
| 5. - Importance écologique du genre <i>Atriplex</i> | 27 |
| 6. - Utilisation dans la médecine traditionnelle | 27 |
| IV. - Nécessités et rôles des éléments minéraux | 28 |
| 1. - Rôle de quelques éléments minéraux | 28 |
| 1.1. – Sodium | 28 |
| 1.2. – Potassium | 28 |
| 1.3. – Calcium | 29 |
| 1.4. – Chlore | 29 |
| Chapitre II - Matériel et méthodes | |
| I. - Matériel végétal | 31 |
| II. – Méthodes | 31 |
| 1. - Dispositif expérimental | 31 |
| 2. – Préparation du substrat de culture | 31 |
| 3. – Préparation des pots et repotage du sable | 31 |
| 4. – Préparation de la culture | 32 |
| 5. – Préparation des différentes solutions | 35 |
| 6. - Application du stress | 36 |
| 7. - Récolte du matériel végétal | 38 |
| 8. - Extraction et dosage de la proline | 38 |
| 9. - Extraction et dosage des sucres solubles | 39 |
| 10. - Analyse statistique appliquée | 40 |
| Chapitre III - Résultats et discussion | |
| I. - Variations des teneurs en proline dans les plantes | 42 |
| 1. - Action du NaCl+ CaCl ₂ sur la teneur en proline | 42 |
| 2. - Action de l'eau de mer sur la teneur en proline | 48 |

| | |
|--|----|
| 3. - Etude comparative des teneurs en proline dans les différents organes selon la nature du stress salin | 54 |
| 3.1. - Plantes stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 54 |
| 3.2. - Plantes stressées à l'eau de mer | 60 |
| II. - Variations des teneurs en sucres solubles dans les plantes | 66 |
| 1. - Action du NaCl+ CaCl ₂ sur la teneur en sucres solubles | 66 |
| 2. - Action de l'eau de mer sur la teneur en sucres solubles | 69 |
| 3. - Etude comparative des teneurs en sucres solubles dans les différents organes et selon la nature du stress salin | 72 |
| 3.1. - Plantes stressées au NaCl+ CaCl ₂ | 72 |
| 3.2. - Plantes stressées à l'eau de mer | 75 |
| III. - Discussion | 78 |
| Conclusion | 84 |
| Références bibliographiques | 87 |
| Annexes | I |

Introduction

Dans les zones arides et semi-arides, la salinité des sols et des eaux d'irrigation est l'un des principaux facteurs abiotiques qui limitent la productivité végétale (AL-KARAKI, 2000 ; BAATOUR et *al.*, 2004), et le rendement agricole (ZID et GRIGNON, 1991 ; ZHU, 2001).

Les conditions climatiques de ces régions sont caractérisées par une faiblesse et une forte irrégularité des précipitations (MNIF et CHAIEB, 2004 ; REZGUI et *al.*, 2004), associées à une importante évaporation favorisant, l'accumulation des sels dans le sol (HAYEK et ABDELLY, 2004). La salinisation des sols, dans ces régions est due non seulement aux conditions climatiques, mais également à l'utilisation irrationnelle des fertilisants et à l'irrigation intensive avec une eau riche en sel (MESSEDI et ABDELLY, 2004), additionnée à des systèmes de drainage inadéquats sont à l'origine de la salinisation secondaire des sols, affectant près de 20% des surfaces irriguées (BOLARIN et *al.*, 2001). Il a été estimé que 7% de la surface globale dans le monde est exposée à la salinité (MUNNS, 2002). L'Algérie se situe parmi les pays touchés, presque 3,2 millions d'hectares de la surface sont salins (HAMDY, 1999).

Cette salinisation secondaire est à l'origine des situations contraignantes pour les plantes cultivées, se traduisant en particulier par des perturbations hydriques, des déséquilibres nutritionnels et des pertes de productivité (TORRECILLAS et *al.*, 1994).

La salinité joue un rôle important dans l'existence et la distribution des plantes (ABDEL-KADER et SALEH, 2002); à la différence des glycophytes qui ne sont pas capables de supporter la présence de sel, les halophytes poussent mieux sur un sol riche en sel (CALU, 2006). Elles déclenchent des mécanismes de tolérance qui contribuent à l'adaptation au stress osmotique et ionique provoqué par la salinité élevée (LEE et *al.*, 2008). Ces mécanismes permettant d'ajuster sa pression osmotique interne grâce aux électrolytes et aux solutés organiques (DRIOUICH et *al.*, 2001), principalement des sucres solubles et des acides aminés, comme la proline et la glycine bêtaïne (TAJI et *al.*, 2004 ; DENDEN et *al.*, 2005). Ils participent au maintien de la balance de la force osmotique pour conserver la turgescence nécessaire à la croissance et garder le volume cytosolique aussi élevé que possible (ZERRAD et *al.*, 2006).

L'accumulation de ces composés protègent les plantes contre les dommages qu'elles peuvent subir, entre autre ils les aident dans la protection de la structure des enzymes et des protéines et le maintien de l'intégrité membranaire (HANSON et HITZ, 1982; CHEN *et al.*, 2007 ; BANU *et al.*, 2008).

Plusieurs solutions ont été avancées pour atténuer les risques encourus, par exemple l'application des techniques de drainage des sels en excès. Cependant, de telles solutions sont coûteuses et difficiles à mettre en œuvre, puisqu'elles exigent un volume d'eau important pour lessiver ces sels (RHODES et LAVEDAY, 1990). Comme alternative, on peut minimiser les effets défavorables de la salinité sur le rendement des cultures par la sélection d'espèces et de variétés mieux adaptées aux conditions de salinité (BEN AHMED *et al.*, 2008). Du point de vue éco-physiologique, l'introduction et le développement d'une végétation naturellement résistante à l'aridité et à la salinité constituent une approche prometteuse pour la réhabilitation et la valorisation des sols salés. Ainsi, plusieurs halophytes exprimant de fortes potentialités de croissance, de prélèvement et de stockage de sel dans leurs parties aériennes sont intéressantes pour la fixation et le dessalement des sols dans les zones arides et semi-arides (MESSEDI et ABDELLEY, 2004).

Dans le cadre de cette approche et afin d'explorer l'effet de la salinité sur le comportement biochimique de la plante, nous nous sommes intéressées à une halophyte : l'*Atriplex*. Cette plante a été choisie pour ses intérêts écologiques et économiques, pour son usage comme plante fourragère (ALAZZEH et ABU-ZANAT, 2004) et pour sa tolérance à la salinité et à l'aridité (BAJJI *et al.*, 1998 ; ABBAD *et al.*, 2004). Elle est considérée parmi les espèces végétales qui valorisent le mieux l'eau des terrains salés, grâce à sa pression osmotique vacuolaire élevée, due à de fortes concentrations en sels (ESSAFI *et al.*, 2007). Elle possède par ailleurs, un système racinaire très développé fixant les couches supérieures du sol et peut être utilisée comme moyen de lutte contre la désertification (BELKHODJA et BIDAI, 2004).

L'objectif de ce travail consiste à :

- évaluer les réponses biochimiques de plantes juvéniles de deux espèces d'*Atriplex*: *Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. stressées à divers niveaux de salinité, à travers l'analyse de deux composés biochimiques : la proline pour les composés azotés et les sucres solubles pour les composés carbonyliques.
- étudier les variations de ces composés au niveau de chaque organe chez les deux espèces.

Chapitre I-
Données bibliographiques

I. - Salinité et sols salés**1. - Définition**

La salinité des sols est définie selon plusieurs auteurs comme étant la présence de concentration excessive de sels solubles dans le sol, qui limiteraient le développement des plantes (BAIZE, 2000 ; MAATOUGUI, 2001), ou par la richesse de leur complexe absorbant en ions, provenant de ces sels et susceptibles de dégrader leurs structure, en particulier le sodium (AUBERT, 1983).

La salinité constitue l'un des facteurs abiotiques le plus répandu au niveau de la planète et limite fortement les rendements agricoles (BELDJOURI, 1999 ; KHALES et BAAZIZ, 2006).

Les premières conséquences de la salinité sont :

- elle confère aux sols des caractéristiques défavorables au développement des plantes, par l'augmentation de la concentration en sodium, surtout échangeable,
- elle pose des problèmes de développement qui se traduisent par la diminution de la taille du végétal, le raccourcissement du cycle végétatif, le dessèchement des feuilles et une fructification anormale (BERROKIA *et al.*, 2001),
- elle limite la culture à quelques espèces adaptées à ces sols, qualifiées d'halophytes par Pallas dès 1809 (LEMEE, 1978 ; BERROKIA *et al.*, 2001).

2. - Répartition géographique et importance des sols salés**2.1. - Dans le monde**

La dégradation des terres est la contrainte principale de la limitation des produits alimentaires dans le monde. Le facteur majeur qui contribue à cette dégradation est la salinisation des sols et des eaux dans les zones arides (BELDJOURI, 1999).

Une grande proportion de la masse des terres dans le monde est saline. En effet, sur une superficie totale de 14 billions d'hectares de terre utilisable, 46,5% est considérée comme aride (BELDJOURI, 1999). Les sols salés occupent une superficie de 950 millions d'hectares (ZID et GRIGNON, 1991 ; HASAN, 1995). Il a été estimé que 20% des 275 millions d'hectares des terres irriguées (FLOWERS et FLOWERS, 2005) et 15% (227 millions d'hectares) des terres cultivables sont affectés par la salinité (MUNNS, 2002).

En Afrique du nord et au Moyen-Orient, elle couvre près de 15 millions d'hectares, dont 15% sont dépourvus de toute végétation (LE HOUEROU, 1986).

Au Pakistan, environ 6 millions d'hectares sont touchés par divers problèmes de salinité dont la sévérité varie d'un niveau modéré à un état grave (ASLAM, 2003).

Dans les pays du Maghreb, du Proche et Moyen-Orient, le taux des surfaces irriguées affectées par la salinisation atteint 30 à 40%. Ainsi, en Tunisie, les sols salés couvrent environ 10% de la superficie globale du pays, soit à peu près 25% de la surface totale des sols cultivables (BEN AHMED *et al.*, 2008). Ces sols sont répartis dans l'ensemble du pays, mais c'est surtout dans le centre et le sud que l'aridité du climat cause leur prolifération (ASKRI *et al.*, 2007). En Egypte, 35% des aires cultivées sont salinisées, 90% d'entre elles souffrent d'engorgement (MAINGUET, 2003).

2.2. - En Algérie

La majorité du territoire algérien est représenté par des zones steppiques et sahariennes, ce sont respectivement des zones semi-arides et arides (MAHDID et KAMELI, 2004). Leur superficie couvre près de 95% du territoire (BENKHELIF *et al.*, 1999).

Les sols salés sont très répandus dans les régions arides, représentant environ 25% de la surface cartographiée (HALITIM, 1988) soit 3,2 millions d'hectares (HAMDY, 1999).

La carte des sols de l'Algérie révèle que dans les régions Est, particulièrement dans le Constantinois, les sols salés sont bien représentés et montre aussi que les sols situés au Sud sont nettement plus sodiques que ceux du Nord (plus de 75% des sols sont faiblement à très faiblement sodiques) (DJILI et DAOUD, 1999).

3. - Principaux sels solubles

On entend par sels solubles, tous les sels plus solubles dans l'eau que le gypse (HALITIM, 1988).

D'après DARMACH *et al* (1982), la solubilité des sels est parmi les principales propriétés qui caractérisent les mouvements des sels dans le sol. Les principaux sels qui participent à la formation des sols salés sont :

3.1. - Les carbonates

Les sels d'acide carbonique sont très répandus dans le sol. Leur rôle dépend de la concentration, de la solubilité et de leurs effets toxiques sur les plantes.

Les carbonates les plus rencontrés sont :

- carbonate de sodium (Na_2CO_3),
- bicarbonate de sodium (NaHCO_3),
- carbonate de calcium (CaCO_3),
- carbonate de magnésium (MgCO_3).

3.2. - Les sulfates

Les sels de l'acide sulfurique existent en quantités variables dans la plupart des sols.

Parmi ces sels, les plus fréquents :

- sulfate de magnésium (MgSO_4),
- sulfate de sodium (Na_2SO_4),
- sulfate de calcium (CaSO_4) : ne participe pas à la salinité des sols du fait de sa faible solubilité.

3.3. - Les chlorures

Ils ont une solubilité très élevée et donc une forte toxicité. Les chlorures et les sulfates sont les principaux sels responsables de la formation des sols salés.

Les chlorures les plus répandus sont :

- chlorure de sodium (NaCl),
- chlorure de magnésium (MgCl_2).

4. - Types de sols affectés par les sels

Selon MAATOUGUI (2001), la salinité des sols est généralement établie sur la base d'une classification, basée sur trois facteurs principaux :

- la conductivité électrique (CE) de l'extrait de sol saturé à 25°C,
- le pourcentage de sodium échangeable (PSE),
- le pH de l'extrait de sol saturé.

Le tableau 1 indique les types de salinité, les paramètres de classification et les niveaux de ces paramètres (DARMACH et *al.*, 1982 ; BALBA, 1990 ; GWIFAL et *al.*, 1996).

Tableau 1 - Classification des sols salés (DARMACH *et al.*, 1982 ; BALBA, 1990 ; GWIFAL *et al.*, 1996).

| Types de sols | Caractéristiques chimiques | | | | Caractéristiques physiques | Effets sur la croissance des plantes |
|--|--|----------------|---------|------------------------------------|---|--|
| | Types de sels | CE (mmhos /cm) | PSE (%) | pH | | |
| Sols salins non sodiques (salins) | Dominés par des sels solubles neutres : chlorure et sulfate de sodium, calcium et magnésium. | >4 | <15 | <8,5 | En présence excessive de sels solubles neutres, la fraction argileuse est floculée et le sol est stable. La perméabilité à l'eau et à l'air de ces sols est généralement comparable à celle des sols normaux. | La croissance des plantes est affectée par l'action des sels solubles sur la pression osmotiques du sol résultant en une diminution de disponibilité en eau et la toxicité des ions tel que Na ⁺ et Cl ⁻ . |
| Sols salins sodiques (salins sodiques) | Présence de sels solubles neutres et grande concentration d'ions sodium. | >4 | >15 | <8,5 | Les sols salins sodiques ont des caractéristiques intermédiaires entre celles des sols salins et celles des sols sodiques. | La croissance des plantes sur ce type de sol peut être affectée à la fois par des excès de sel et l'excès de sodium. |
| Sols sodiques non salins (alcalins) | Peu de sels solubles neutres mais généralement des quantités appréciables de sels capables d'hydrolyse alcaline tels que les carbonates et bicarbonates de sodium. | <4 | >15 | >8,5 jusqu'à des valeurs de 9 à 10 | Un excès en sodium échangeable couplé à des valeurs de pH élevées rend l'argile dispersée et une instabilité structurale du sol. La perméabilité à l'eau et à l'air est restreinte. | La croissance des plantes est affectée par l'action de dispersion du sodium échangeable dégradant les propriétés physiques du sol et la toxicité des ions Na ⁺ et CO ₃ ²⁻ . |

II. - Salinité et plante

1. - Définition du stress

Le stress dans son aspect physique, est une contrainte qui peut se résumer à une ou plusieurs force (s) de déformation appliquée (s) à un corps. Cette contrainte modifie les dimensions et la forme du corps exposé traduisant sa tension intérieure. A la différence d'un stress physique, un stress biologique n'est pas une force à proprement parler et est associé dans le langage commun à une agression possiblement irréversible et donc une déformation plastique du corps exposé (LEVITT, 1980).

Selon le même auteur, deux types de déformation existent :

- la déformation élastique impliquant une modification réversible,
- la déformation plastique provoquant une modification irréversible. Jusqu'à un certain point, dépendant du corps en question, toute action d'un stress sera réversible et élastique. Au-delà, la tension provoquée par le stress provoquera des changements irréversibles et plastiques.

Par analogie à la physiologie des plantes, une contrainte environnementale va provoquer une tension interne dans l'organisme exposé. Le stress perçu par une plante, autrement dit le niveau de tension interne, dépend de la résistance de l'organisme à un type de stress appliqué avec une certaine intensité. En plus du type de stress et de son intensité, il faut également considérer la durée d'exposition. En effet, si l'intensité d'un stress est trop faible pour provoquer des dommages irréversibles à court terme, à long terme, ce stress peut provoquer des changements plastiques, voire la mort de l'organisme (LEVITT, 1980 ; LICHENTHALER, 1996).

Selon DUTUIT et *al* (1994), le stress est le dysfonctionnement (rupture d'un équilibre fonctionnel) produit dans un organisme ou dans un système vivant, par exemple par une carence.

Le stress salin s'applique surtout à un excès d'ions en particulier, mais pas exclusivement aux ions Na^+ et Cl^- (HOPKINS, 2003).

D'après TORRECILLAS et *al* (1994), le stress salin intervient au moins par trois composantes principales :

- un stress hydrique lié à la baisse du potentiel hydrique externe,
- un stress ionique (toxicité ionique) due à l'excès de Na^+ et Cl^- ,
- un stress nutritionnel dont l'origine réside dans le déséquilibre ionique introduit par la présence de Na^+ et Cl^- à fortes concentrations.

2. - Effets de la salinité sur les processus physiologiques de la plante

2.1. - Effets sur la germination

La germination des plantes, qu'elles soient halophytes ou glycophytes est affectée par la salinité (DEBEZ et *al.*, 2001), en réduisant le nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination (ISMAIL, 1990), c'est le cas de la luzerne qui voit sa germination affectée négativement par la présence du sel et peut être inhibée complètement à des concentrations supérieures à 15 g/l de NaCl (CHAIBI, 1995). Tandis que chez l'*Atriplex halimus* L. la vitesse de germination est ralentie à partir de 10 g/l de NaCl et davantage inhibée à des concentrations plus élevées (DEBEZ et *al.*, 2001).

Selon les espèces, l'effet dépressif peut être de nature osmotique ou toxique :

- Les effets osmotiques se traduisent par l'inaptitude des graines à absorber des quantités suffisantes en eau pour les ramener à leur seuil critique d'hydratation, nécessaire au déclenchement du processus de germination,
- Les effets toxiques sont liés à une accumulation cellulaire de sels qui provoquent des perturbations des enzymes impliquées dans la physiologie des graines en germination, empêchent la levée de dormance des embryons et conduisent à une diminution de la capacité de germination (REJILI et *al.*, 2006).

2.2. - Effets sur la croissance et le développement

La salinité constitue avec la sécheresse une des principales contraintes responsables de la perte du rendement des cultures et de la détérioration du couvert végétal (MESSEDI et ABDELLY, 2004). Aux Etats-Unis par exemple, le rendement moyen des huit principales plantes de grande culture était en 1975 seulement égal à 20% du rendement potentiel, évalué par les rendements record enregistrés. Sur ces 80% de pertes de rendement, moins de 10% sont attribuables aux maladies, ravageurs et mauvaises herbes. Le reste traduit l'impact des mauvaises conditions de climat et de sol, parmi lesquelles sécheresse et salinité (ZID et GRIGNON, 1991).

Le ralentissement de la croissance peut résulter de plusieurs facteurs, à savoir :

- la perte de turgescence des cellules due au stress osmotique, induit par les solutés externes (SERRANO et GAXIOLA, 1994),

- l'utilisation des composés carbonés et azotés à des fins de protection et d'osmorégulation, aux dépens de leur implication dans la production de biomasse (ALARCON et *al.*, 1994),
- l'accumulation excessive d'électrolytes dans les tissus de la plante, entraînant un effet de toxicité (GROUZIS et *al.*, 1977),
- le déséquilibre nutritionnel causé par l'absorption réduite des ions essentiels comme K^+ , Ca^{++} ou NO_3^- en liaison avec cette accumulation excessive (GROUZIS et *al.*, 1977 ; HAOUALA et *al.*, 2007).

3. - Effets de la salinité sur les processus biochimiques de la plante

Des conditions défavorables telles que la salinité peuvent affecter la photosynthèse, le transport des assimilats et divers processus métaboliques. En général, la salinité intervient dans les deux cas en diminuant la vitesse de la photosynthèse par unité de surface foliaire, ainsi que l'utilisation des photosynthétats pour la croissance (ASLOUM, 1990). De même qu'elle peut induire une fermeture des stomates, limitant ainsi la concentration interne en CO_2 (ALEM et *al.*, 2002).

Chez les glycophytes, une concentration saline réduit l'assimilation du carbone. La réduction de l'assimilation du carbone est provoquée à la fois par une photosynthèse réduite et un maintien accru de la respiration (HOPKINS, 2003).

La salinité freine la protéogénèse et augmente la protéolyse. Ces perturbations entraînent une accumulation d'amino-acides et d'amides libres. Chez diverses espèces, plus ou moins résistantes, on a observé une augmentation des sucres totaux résultant d'un blocage de la glycolyse ou du saccharose provenant d'une forte hydrolyse de l'amidon (ASLOUM, 1990).

Le sel induit des modifications qualitatives et quantitatives dans la synthèse des protéines (ZID et GRIGNON, 1991). Il a été observé que de concentration importante de protéine s'accumule dans des cultures de cellules de tabac soumises à de fortes concentrations de NaCl et de polyéthylène glycol (PEG). Cette protéine de 26 kDa, induite à la fois par NaCl et PEG a été appelée osmotine, en raison de son apparition dans des conditions de faible potentiel hydrique, ou de choc osmotique (HOPKINS, 2003).

4. - Mécanismes de résistance à la salinité chez les végétaux

La résistance d'une plante à la salinité s'exprime par sa capacité à survivre et à produire dans des conditions de stress salin (PIRI et *al.*, 1994). Les plantes développent plusieurs stratégies pour limiter le stress salin qui diffèrent selon la catégorie de la plante (BERTHOMIEU et *al.*, 2003). Chez les plantes sensibles à NaCl, le Na⁺ s'accumule dans les racines mais il est exclu des feuilles, ces plantes sont dites « excluser ». A l'inverse, les plantes tolérantes NaCl sont dites « incluser » car elles ont en général des feuilles plus chargées en Na⁺ que les racines lorsqu'elles sont cultivées en présence de sel (HAOUALA et *al.*, 2007).

4.1. - Exclusion

Les halophytes peuvent empêcher l'absorption excessive de sel par exclusion du sel au niveau des racines et de la partie inférieure de la tige. Dans ce cadre, la sortie de Na⁺ des vaisseaux du xylème en échange d'une entrée de K⁺ venant des cellules parenchymateuses du xylème et du parenchyme avoisinant, joue un rôle important dans la tige et les racines (LUTTGE et *al.*, 2002).

4.2. - Inclusion

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 (BERTHOMIEU et *al.*, 2003), ou excrété par des glandes vers l'extérieur (ALEM et AMRI, 2005). L'excrétion dans les glandes à sel est très spécifique ; d'abord Na⁺, Cl⁻ et HCO₃⁻ sont excrétés contre le gradient de concentration, alors que des ions comme Ca⁺⁺, NO₃⁻, SO₄⁻ et H₂PO₄⁻ sont maintenus contre leur gradient (HOPKINS, 2003).

Un nouveau mécanisme a été découvert, la plante protège ses feuilles, donc sa capacité de photosynthèse, en réexportant le sodium vers les racines, par l'intermédiaire de la sève descendante via le phloème, de façon à rendre possible une réexcrétion dans le sol (BERTHOMIEU et *al.*, 2003).

5. - Mécanismes morphologiques et anatomiques de la résistance à la salinité

5.1. - Adaptations morphologiques

De nombreux chercheurs ont étudié l'écologie, la morphologie et la physiologie de certaines halophytes (LEMME, 1978 ; HELLER et *al.*, 1998 ; SMAIL-SAADOUN, 2005).

La morphologie et la structure de ces dernières sont adaptées dans le sens de l'économie d'eau (ASLOUM, 1990 ; HELLER et *al.*, 1998). Le sel en effet, dans la solution du sol gêne l'alimentation hydrique. Les caractères liés à cette adaptation sont :

- une cuticule épaisse,
- des stomates rares (HELLER et *al.*, 1998),
- des cellules à grandes vacuoles permettant de stocker le NaCl (LUTTGE et *al.*, 2002).
La vacuole occupe environ 90% du volume total d'une cellule mature (SACHER et STAPLES, 1985),
- une succulence des feuilles, qui deviennent épaisses ou cylindriques (*Suaeda*), ou de leurs tiges dans le cas d'espèces aphyllées (*Salicornia*) (LEMEE, 1978).

5.2. - Adaptations anatomiques

Des modifications anatomiques apparaissent au niveau des différents organes lors d'un stress salin. Au niveau des racines, on observe des modifications du cortex qui, chez les halophytes est constitué de deux à trois couches de cellules seulement. Chez des plantules de *Prosopis strombulifera* (Lam.) le sel induit une réduction du nombre de couches corticales et une diminution de la dimension du système vasculaire (REINOSO et *al.*, 2004).

L'examen des coupes au niveau des feuilles ou des rameaux de quatorze espèces de Chénopodiacées, réalisé par SMAIL-SAADOUN (2005), montre que la structure du parenchyme assimilateur est variable. Il peut être constitué de plusieurs couches de cellules allongées semblables ou seulement de deux couches : une externe à cellules allongées et une interne à cellules cubiques. Les espèces dont le parenchyme assimilateur est composé de cellules allongées semblables optent pour la voie photosynthétique de type C3, celles dont le parenchyme assimilateur est organisé en deux couches, pour la voie photosynthétique de type C4.

6. - Mécanismes physiologiques et métaboliques de la résistance à la salinité

6.1. - Adaptations physiologiques

La tolérance à la contrainte saline est associée à trois caractéristiques physiologiques essentielles :

- une utilisation efficace des ions Na^+ et Cl^- dans l'ajustement osmotique et le maintien de la turgescence,
- une bonne compartimentation vacuolaire de Na^+ et Cl^- au niveau des feuilles,
- une sélectivité d'absorption et de transport en faveur de K^+ malgré l'excès de Na^+ dans le milieu de culture (TARCHOUNE et *al.*, 2004).

6.1.1. - Répartition et accumulation des ions dans la plante

Les halophytes sont adaptées pour vivre dans des milieux salins. Elles développent un système de transport entre les cellules parenchymateuses et les vaisseaux du xylème, et se caractérisent par une forte capacité d'absorption et une accumulation préférentielle du chlore et du sodium dans les feuilles. Ainsi, plus de 90% de Na^+ sont accumulés au niveau des organes aériens (80% dans les feuilles) (ASLOUM, 1990).

Une conséquence d'accumulation des ions dans les halophytes est l'élévation du potentiel osmotique qui peut dépasser 50 atmosphères, celui-ci contribue à maintenir le potentiel hydrique total dans la plante, inférieur à celui de la solution du sol (LEMEE, 1978), à une réduction des pertes d'eau et au maintien de la turgescence cellulaire (CHADLI et BELKHODJA, 2007).

6.1.2. - Compartimentation vacuolaire (Figure 1)

La compartimentation vacuolaire des ions toxiques est un déterminant majeur de la tolérance au sel (ALEM et AMRI, 2005). En effet, la compartimentation de Na^+ et Cl^- à l'intérieur des vacuoles est un moyen de prévenir de la toxicité dans le cytosol et contribue à l'ajustement osmotique nécessaire à la tolérance à salinité (ZHU, 2001). Le transport des ions des racines vers les feuilles ainsi que leur orientation vers l'intérieur des vacuoles, nécessite l'intervention de divers transporteurs dont l'activité nécessite aussi une bonne stabilité des membranes (ALEM et AMRI, 2005). Le transport de Na^+ dans la vacuole est assuré par le système antiport Na^+/H^+ dont l'activité dépend de l'établissement d'un gradient électrochimique à travers le tonoplaste. Ce gradient est généré par deux pompes à protons, une H^+ -ATPase et une H^+ -PPase (GLENN et *al.*, 1999 ; BLUMWALD et *al.*, 2000).

Le transport de Cl^- s'effectue de façon passive par des canaux ioniques grâce au gradient électrochimique réalisé par les deux pompes à protons, et éventuellement par le système antiport H^+ / anions (BLUMWALD et *al.*, 2000).

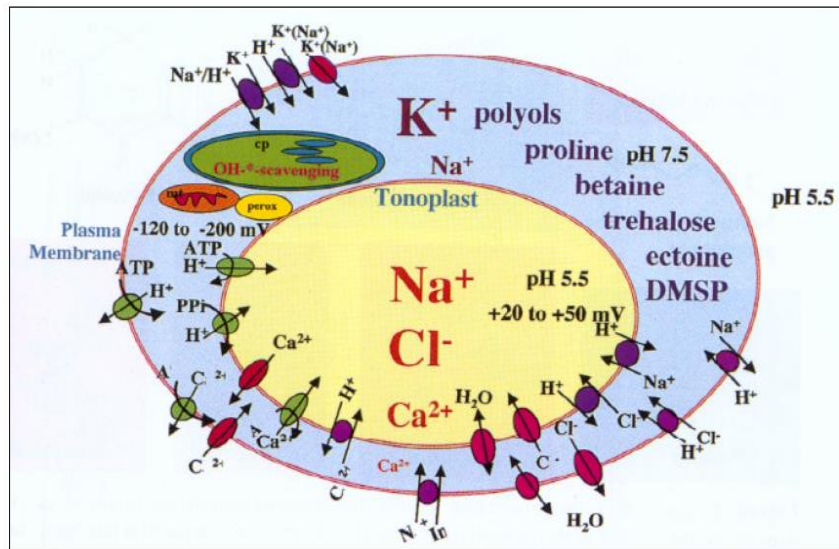


Figure 1 - Fonctions des différents composants dans la protection des cellules durant la période du stress salin (HASEGAWA et *al.*, 2000).

6.1.3. - Sélectivité K^+ / Na^+

La sensibilité des enzymes cytoplasmiques aux sels chez les halophytes comme chez les glycophytes indique que le maintien d'un rapport cytoplasmique K^+ / Na^+ élevé est une exigence pour le maintien de la stabilité membranaire et le fonctionnement des enzymes (ASHRAF et ALI, 2008). Une haute concentration de K^+ (100-200 mM) et une basse concentration de Na^+ (1-30 mM) sont nécessaires pour un processus cytoplasmique normal. Le potassium est un activateur essentiel de plus de 50 enzymes (BINZEL et *al.*, 1988).

Le maintien d'un rapport K^+ / Na^+ élevé résulte de l'exclusion de Na^+ et / ou de sa compartimentation intracellulaire (dans la vacuole). L'exclusion du sodium est un processus actif, assuré par un système antiport Na^+ / H^+ qui utilise la force du proton motrice généré par la pompe H^+ -ATPase pour expulser les ions Na^+ hors de la cellule (BLUMWALD et *al.*, 2000).

La composition ionique de la solution du sol intervient également pour modifier la résistance à la salinité, le calcium joue un rôle de régulation dans les transferts des ions monovalents. Ainsi, l'orge absorbe sélectivement K^+ par rapport à Na^+ en présence de Ca^{2+} , non en son absence (LEMEE, 1978).

6.2. - Adaptations métaboliques et accumulations des solutés organiques

L'une des réponses les plus communes des plantes aux stress est la production de différents types de solutés organique dits solutés compatibles.

Les solutés compatibles sont de petites molécules, très solubles habituellement non toxiques à hautes concentrations dans les cellules (NEDJIMI et *al.*, 2006 ; ASHRAF et FOOLAD, 2007). Ils sont qualifiés de compatibles, car ils ne perturbent pas les interactions entre les macromolécules et le solvant (CALU, 2006). Ces composés par leur concentration, assurent l'ajustement osmotique entre le cytosol et la vacuole (HELLER et *al.*, 1998 ; CALU, 2006), par leur structure chimique, qui contient des fonctions polyalcool, amino-acide, ammonium quaternaire ou sulfonium tertiaire. Ils présentent des affinités pour les groupements carbonés des protéines, protégeant ainsi leur intégrité structurale (HELLER et *al.*, 1998).

Différents molécules peuvent jouer le rôle de solutés compatibles :

6.2.1. - Acides aminés et dérivés bêtaïniques

Certains acides aminés et leurs dérivés bêtaïniques interviennent dans l'ajustement osmotique, parmi eux la proline est souvent citée comme l'osmoticum le plus largement distribué et accumulé sous des conditions environnementales variées (LEPOIVRE, 2003).

L'accumulation de la proline a été démontrée chez de nombreuses espèces et dans différentes situations de stress au déficit hydrique, SLAMA et *al* (2004) chez *Sesuvium portulacastrum* et à la salinité, BIDAI (2001) chez l'*Atriplex halimus* L. Cette augmentation de la concentration chez les plantes stressées peut être le résultat de trois processus complémentaires ; stimulation de sa synthèse, inhibition de son oxydation et/ou altération de la biosynthèse des protéines (MONNEVEUX, 1991 ; TAHRI et *al.*, 1998 ; RABIZA-WIDER et *al.*, 2004). Le précurseur privilégié de la proline étant dans ces conditions le glutamate alors qu'en situation normale, la voie de l'ornithine apporte aussi une contribution à la synthèse de cet acide aminé, qu'il provienne des voies primaires d'assimilation de l'ammoniac ou du catabolisme des protéines (HERNANDEZ et *al.*, 2000).

Le métabolisme de la proline a été relativement bien caractérisé chez *Arabidopsis thaliana*, la synthèse a lieu dans le cytoplasme et fait intervenir deux enzymes pyrroline-5-carboxylate synthétase (P5CS) et la pyrroline-5-carboxylate réductase (P5CR) (DEUSCHLE et al., 2004). La P5CS présente deux activités enzymatiques, une activité glutamate kinase, responsable de la synthèse du L-glytamyl- γ -phosphate. Celui-ci est converti en L-glutamate- γ -semialdéhyde (GSA) grâce à l'activité déshydrogénase de la P5CS (CHANG et LEE, 1999 ; SZEKELY, 2004), lequel forme spontanément un cycle, la Δ^1 -pyrroline-5-carboxylate (P5C), qui est réduit en proline par la P5CR (KRUH, 1989). Dans le cas de l'ornithine, ce dernier est converti sous l'action de l'ornithine δ -aminotransférase en GSA, qui suit alors le même chemin pour former le P5C comme dans le cas de glutamate (CHANG et LEE, 1999).

La dégradation de la proline est catalysée par l'action séquentielle des deux enzymes mitochondriales, la proline déshydrogénase (ProDH) et la Δ^1 -pyrroline-5-carboxylate déshydrogénase (P5CDH) (DEUSCHLE et al., 2004) (Figure 2).

L'accumulation de proline contribuerait non seulement à l'ajustement osmotique, mais aussi à la stabilisation des membranes cellulaires en réagissant réciproquement avec les phospholipides (CLAUSSEN, 2005), la protection des structures cellulaires et notamment des protéines contre les effets déstabilisants de l'abaissement de l'activité de l'eau (STENITZ, 1999). Elle pourrait également constituer une réserve de carbone et d'azote réduits, utilisé par la plante postérieurement à la période du stress (KELLER et LUDLOW, 1993 ; ZERRAD et al., 2006), la conservation de l'activité des enzymes et réduit la dénaturation en désactivant les radicaux hydroxyles et d'autres espèces réactives de l'oxygène (ROS) (NAIDOO et al., 2007 ; ASHRAF et ALI, 2008).

La glycine bêtaïne, composée d'ammonium quaternaire, synthétisé dans le chloroplaste, joue un rôle principal dans l'ajustement osmotique du chloroplaste et la protection de la membrane des thylacoïdes, d'où le maintien de l'efficacité de la photosynthèse (ASHRAF et FOOLAD, 2007 ; LEE et al., 2008).

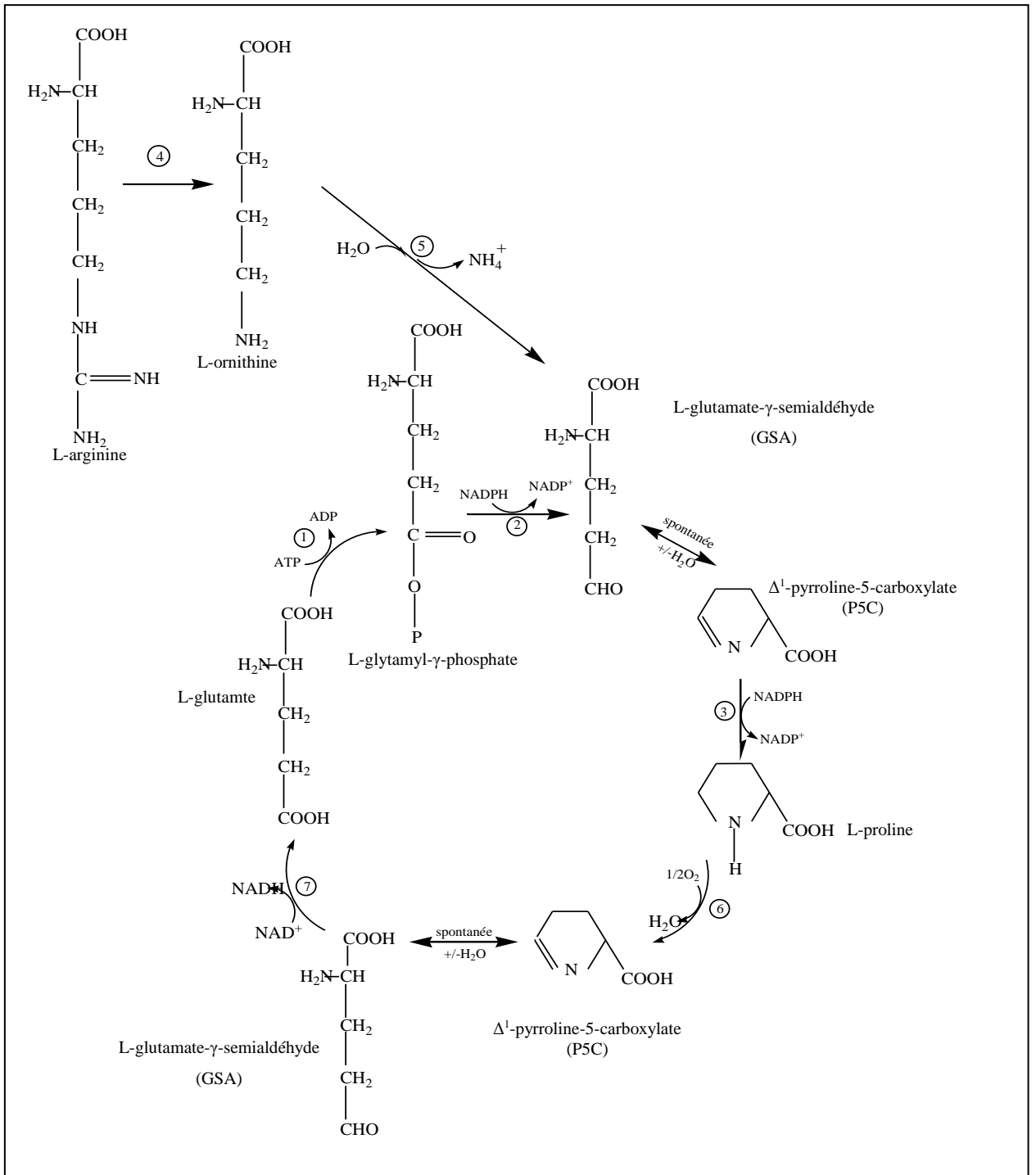


Figure 2 - Voies métaboliques de la proline chez les végétaux supérieurs (BELLINGER et LARHER, 1987).

- 1 Glutamate kinase.
- 2 Glutamate-gamma-semialdéhyde déshydrogénase
- 3 Pyrroline-5-carboxylate réductase (P5CR).
- 4 Arginase.
- 5 Ornithine delta-aminotransférase.
- 6 Proline déshydrogénase (ProDH).
- 7 Pyrroline-5-carboxylate déshydrogénase (P5CDH).

2.6.2. - Glucides solubles et acides organiques

Le stress salin induit chez plusieurs espèces de plantes, des modifications dans les teneurs relatives des hydrates de carbone avec une accumulation plus ou moins importante des sucres solubles totaux (saccharose, glucose et fructose) (REGRAGUI, 2005). Ces derniers semblent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique (POORMOHAMMAD-KIANI, 2007), ils participent au maintien de la balance de la force osmotique pour garder la turgescence et le volume cytosolique aussi élevé que possible et permettent également une préservation de l'intégrité membranaire, ainsi qu'une protection des protéines (ZERRAD et *al.*, 2006). Aussi, le malate dont la synthèse est assurée par la phosphoenol pyruvate carboxylase (PEPcase) a été fréquemment considéré comme un des solutés organiques capable d'abaisser le potentiel hydrique des tissus et améliorer en conséquence leur hydratation. Son accumulation dans le cytoplasme sert selon l'espèce, à contre balancer la pénétration massive des cations inorganiques, essentiellement K^+ et Na^+ (DRIOUICH et *al.*, 2001). L'*Atriplex* présentant une photosynthèse en C4 (MARTEINZ et *al.*, 2005), les plantes de type C4 présentent des caractéristiques anatomiques, biochimiques et physiologiques particulières qui constituent le métabolisme en C4 (HOPKINS, 2003). L'architecture de la feuille est en couronne (anatomie de type Kranz) (Figure 3), formée de deux tissus photosynthétiques distincts, le mésophylle et la gaine périvasculaire (VIDAL et *al.*, 2007).

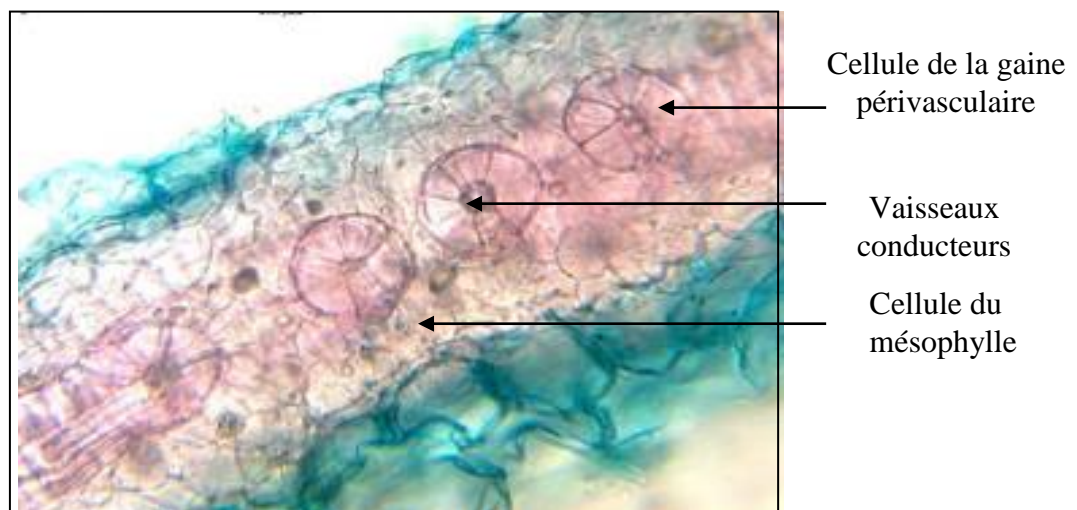
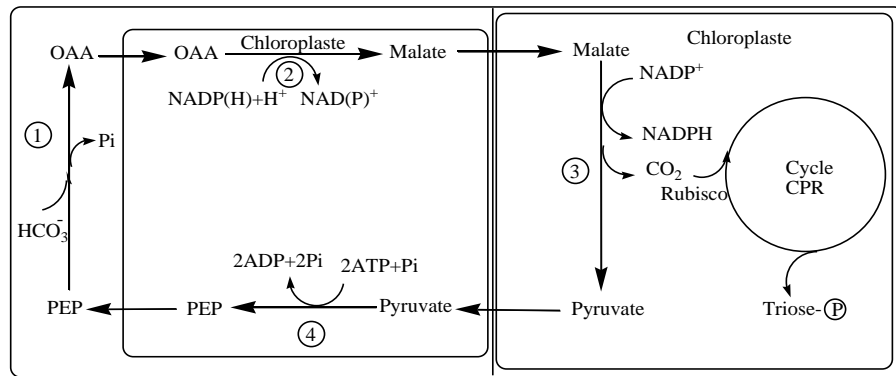
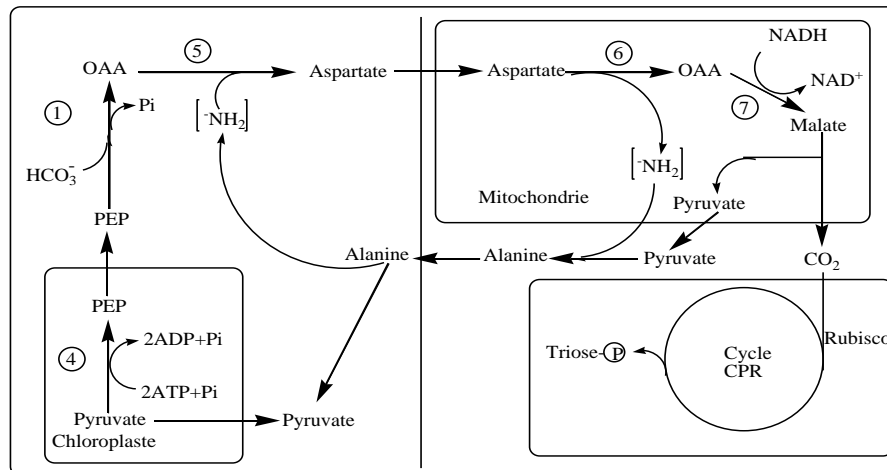


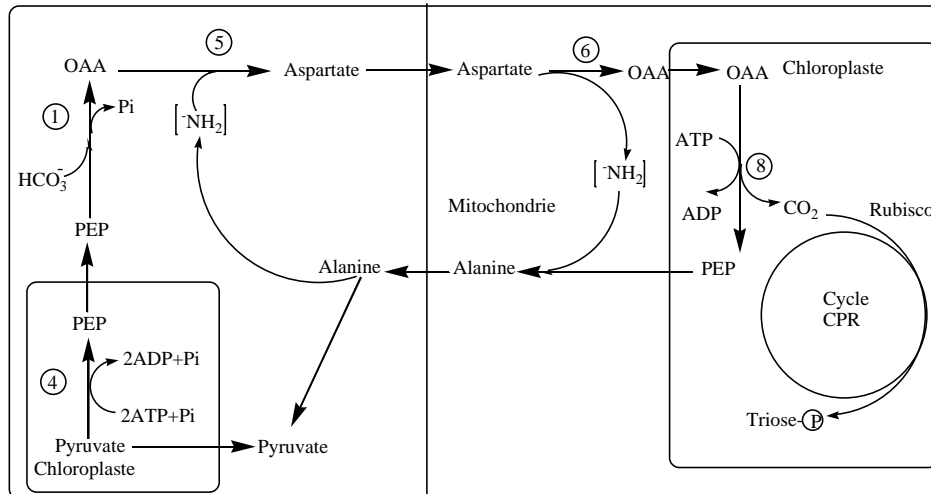
Figure 3 - Coupe transversale d'une feuille d'*Atriplex tatarica* (GRIGORE et TOMA, 2007). On distingue l'organisation concentrique des tissus photosynthétiques, mésophylle, gaine périvasculaire, entourant les vaisseaux conducteurs.



A - Type à enzyme malique à NADP (NADP- ME).



B - Type à enzyme malique à NAD (NAD- ME).



C - Type à phosphoénol pyruvate carboxykinase (PCK).

Figure 4 (A, B et C) - Trois variantes du cycle C4 (HOPKINS, 2003).

- | | |
|---|---|
| 1 Phosphoénol pyruvate carboxylase (PEPcase). | 5 Aspartate aminotransférase |
| 2 Malate déshydrogénase (MDH). | 6 Alanine aminotransférase |
| 3 Enzyme malique à NADP (NADP- ME). | 7 Enzyme malique à NAD (NAD- ME) |
| 4 Pyruvate, Phosphate dikinase. | 8 Phosphoénol pyruvate carboxykinase (PCK). |

Dans ce contexte photosynthétique fondé sur une séparation physique des enzymes et impliquant un intense trafic intercellulaire de métabolites, la PEPcase catalyse la première étape de la voie métabolique (VIDAL et *al.*, 2007). La β -carboxylation du phosphoénol pyruvate (PEP) qui se déroule dans le cytosol des cellules du mésophylle, utilise l'ion bicarbonate HCO_3^- comme substrat ; le produit de la réaction, l'oxaloacétate (OAA) est relativement instable (HOPKINS, 2003). Il est rapidement réduit selon le type de plante considérée :

- chez les plantes à malate (Maïs, Canne à sucre), l'OAA est réduit en malate,
- chez les plantes à aspartate (*Atriplex*), l'OAA subit une réaction de transamination, produisant de l'aspartate.

La décarboxylation finale a lieu dans les cellules de la gaine périvasculaire, dans lesquelles ont migré le malate et l'aspartate (HELLER et *al.*, 1998). Elle diffère selon les deux types de plantes :

- chez les plantes à malate (Figure 4A), la décarboxylation du malate a lieu dans les chloroplastes en donnant du CO_2 et du pyruvate, grâce à l'enzyme malique à NADP, le pyruvate formé, regagne les cellules du mésophylle où il phosphoryle, régénérant ainsi du PEP,
- chez les plantes à aspartate, la décarboxylation se déroule également dans le chloroplaste dans le type à enzyme phosphoénol pyruvate carboxykinase (PCK) (Figure 4C), tandis que dans le type à enzyme malique à NAD la décarboxylation a lieu dans la mitochondrie (Figure 4B). Chez les deux types, le composé à trois atomes de carbone, qui retourne dans la cellule du mésophylle est l'alanine (HOPKINS, 2003).

Le CO_2 libéré est repris par une deuxième carboxylation assurée par la ribulose-1,5-biphosphate carboxylase-oxygénase (Rubisco) et entre dans le cycle de Calvin, comme les plantes en C3 (HELLER et *al.*, 1998).

Les adaptations anatomiques et biochimiques des feuilles des plantes en C4 ont pour conséquence que toute molécule de CO_2 qui s'échapperait des cellules de la gaine est piégée dans les cellules du mésophylle où la PEPcase la réassimile avant qu'elle ne s'échappe de la feuille (HOPKINS, 2003).

La concentration plus élevée en CO_2 dans la gaine périvasculaire augmente la vitesse de carboxylation par la Rubisco et par conséquent la productivité du cycle de Calvin. La photosynthèse en C4 contribue à l'économie de l'eau, les plantes en C4 peuvent maintenir

longtemps les stomates presque fermés pour limiter la transpiration (LUTTGE et *al.*, 2002). Chez les plantes en C4, les fortes concentrations de CO₂ qui apparaissent dans les cellules de la gaine ont tendance à supprimer la photorespiration en diminuant la compétitivité de l'oxygène vis à vis du site de liaison à la Rubisco (HOPKINS, 2003).

Les plantes en C4 ont une tendance à présenter une température optimale plus élevée (30 à 45°C) que les plantes en C3 (20 à 25°C), l'*Atriplex* peut garder son rapport photosynthèse / transpiration favorable sur une tranche de températures variant de 30 à 40°C (ESSAFI et *al.*, 2007).

III. - *Atriplex*

1. - Généralités

Les plantes du genre *Atriplex* appartiennent à la famille des Chénopodiacées, qui se caractérisent par leur grande diversité et se rencontrent dans la plupart des régions du globe. Elles sont réparties dans les zones tempérées, méditerranéennes et subtropicales, entre 20° et 50° de latitude Nord et Sud (LE HOUEROU, 1992). Ce genre comprend plus de 400 espèces, avec 40 à 50 espèces dans le bassin méditerranéen (ORTIZ-DORDA et al., 2005). La plupart des espèces se développent dans des régions où les précipitations annuelles varient entre 200 et 400 mm/an (ABU-ZANAT et al., 2004). Elles sont dominantes dans plusieurs régions arides et semi-arides du monde, en particulier dans les habitats qui combinent la salinité relativement élevée du sol avec l'aridité (NEDJIMI al., 2006).

2. - Systématique des espèces étudiées

La nouvelle classification des plantes à fleurs, proposée par les botanistes de l'Angiosperm Phylogeny Group (APG) est considérée comme étant la plus importante à ce jour. Elle est basée sur l'étude des séquences des deux gènes chlorophylliens, ainsi que les séquences de l'ADN ribosomal 18S (GUIGNARD et DUPONT, 2004), la classification de l'espèce *Atriplex* est la suivante :

Règne : Végétal

Groupe : Chlorobiontes (plantes vertes), Embryophytes (plantes terrestres) et
Trachéophytes (plantes vasculaires)

Embranchement : Spermaphytes (plantes à graines)

Sous-embranchement : Angiospermes (plantes à ovaires)

Classe : Eudicotylédones

Sous classe : Prééudicots

Ordre : Caryophyllales

Famille : Amarantacées (Chénopodiacées)

Genre : *Atriplex*

Espèce: *Atriplex halimus* L.

Nom latin : *Atriplex halimus* L.

Nom commun : Arroche maritime, arroche halime, ou pourpier de mer.

Nom arabe : G'ttaf.

Concernant l'*Atriplex canescens*, la classification est identique.

Espèce : *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

3. - Description morphologique des espèces étudiées

3.1. - L'*Atriplex halimus* L. (Figure 5A)

L'*Atriplex halimus* L. est une plante vivace pouvant se développer au ras du sol ou prendre un port arbustif, vivant surtout en climats arides et semi-arides (NEGRE, 1961). Cette espèce présente un grand polymorphisme, qui se manifeste tant au niveau de la morphologie des structures végétatives qu'au niveau des structures reproductives (DUTUIT, 1999). C'est un arbuste très ramifié pouvant atteindre jusqu'à 4 m de hauteur (NEGRE, 1961).

L'*Atriplex halimus* L. fait partie des 10% d'Angiospermes qui développent des fleurs unisexuées. Les fleurs sont monoïques avec des fleurs mâles dépourvues de bractéoles, à calice de 3 à 5 lobes et à 3 à 5 étamines. Les fleurs femelles sont protégées par deux préfeuilles opposées. Chez cette espèce, un seul individu peut porter à la fois des fleurs unisexuées mâles, unisexuées femelles et bisexuées. L'*Atriplex halimus* L. se révèle donc polygame, plus particulièrement trimonoïque (TALAMALI et al., 2001).

Les feuilles assez grandes, de 2 à 5 cm de long, sont alternées, munies d'un pétiole court, ovales, argentées un peu grisâtres (SAHKI et BOUTAMINE SAHKI, 2004). Les tiges sont très rameuses, ligneuses, un peu anguleuses.

Les racines sont grosses, étalées obliques, puis s'enfoncent verticalement jusqu'à une profondeur variable avec le sol et l'âge de la plante (NEGRE, 1961). Les fruits sont ovales, aplatis, renfermés dans les sépales agrandis, contenant une seule graine (COUPLAN et STYNER, 1994). Cette espèce se divise en deux sous espèces :

- *Atriplex halimus* subsp. *halimus* : elle est facilement identifiable grâce à ses branches fructifères très courtes (20 cm) et recouvertes de feuilles. La zone de diffusion s'étend des zones semi-arides aux zones humides,
- *Atriplex halimus* subsp. *schweinfurhii* : présente un habitat broussailleux avec des branches très enchevêtrées. Les branches fructifères ont une longueur d'environ 50 cm et sont dépourvues de feuilles. Ils sont très répandus dans les zones arides et désertiques (MULAS et MULAS, 2004).

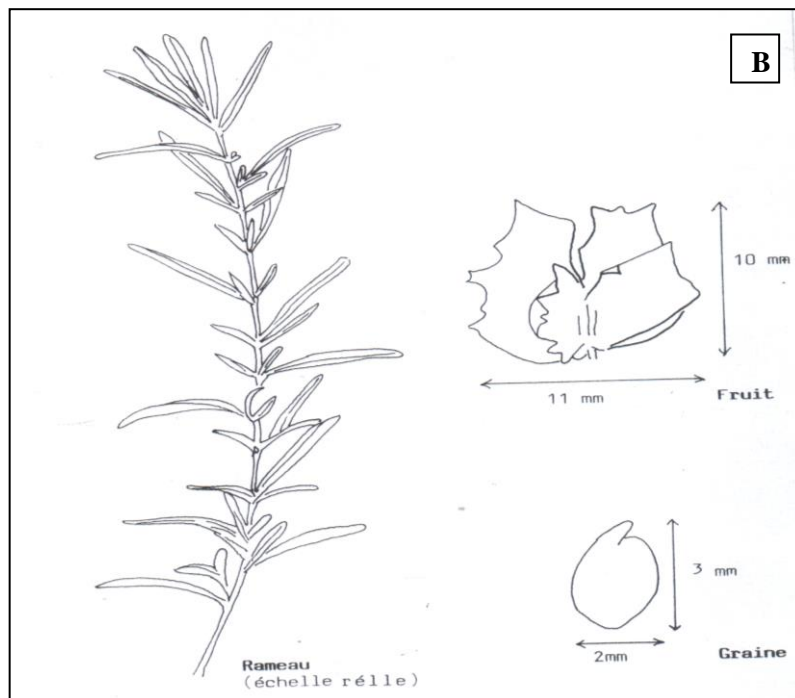
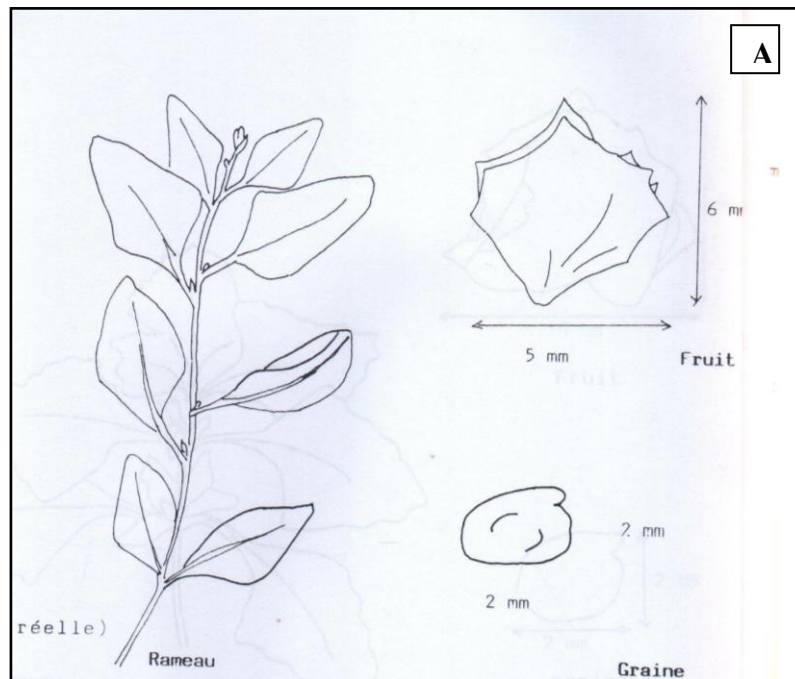


Figure 5 - Caractéristiques morphologiques des plantes d'*Atriplex halimus* L. (A) et d'*Atriplex canescens* (B) ((BENREBIHA, 1987).

3.2. - L'*Atriplex canescens* (Figure 5B)

C'est un arbuste à hauteur de l'ordre de 1 à 3 m, formant des touffes de 1 à 3 m de diamètre. Les rameaux sont blanchâtres, étalés ascendants ou arqués retombants vers l'extrémité (FRANCLET et LE HOUEROU, 1971).

Les feuilles sont simples, alternées, entières, linéaires à oblongues (DANIEL et LOREN, 2005), de couleur vert grisâtre et grises argentées à reflets dorés, pouvant atteindre 3 à 5 cm de longueur et 0,3 à 0,5 cm de largeur. Des feuilles axillaires plus petites sont aussi présentes le long de l'axe feuillé (FRANCLET et LE HOUEROU, 1971).

Les tiges sont très ramifiées, solides et blanchâtres. Le système racinaire est ramifié et communément très profond. L'*Atriplex canescens* est dioïque, avec des fleurs mâles et femelles sur des plantes séparées. Cependant, quelques plantes monoïques peuvent être trouvées dans une population (DANIEL et LOREN, 2005).

4. - Intérêt fourrager et importance économique du genre *Atriplex*

L'*Atriplex* constitue en période de sécheresse, un fourrage apprécié des Camélidés et particulièrement des ovins et des caprins (ABBAD et al., 2004), d'où l'économie des zones arides et semi-arides est basée sur l'élevage exhaustif de ces derniers (NEFZAOUI et CHERMITI, 1991).

Les plantes de ces espèces possèdent un taux élevé d'azote et fournissent de faibles apports d'énergie (MULAS et MULAS, 2004). Il s'agit surtout d'*Atriplex halimus* L., *Atriplex nummularia* et *Atriplex canescens*, qui ont une valeur énergétique de 0,6 à 0,8 UFL/Kg de matière sèche (MS) et une teneur en matières azotées de l'ordre de 20 à 25% de la MS, avec une teneur en lysine avoisinant de 7% des matières azotées (NEFZAOUI et CHERMITI, 1991). Une bonne formation d'*Atriplex halimus* L. peut produire jusqu'à cinq tonnes/hectare de MS et par an sur des sols dégradés ou salins, inutilisables pour d'autres cultures (DUTUIT et al., 1991).

Les taux élevés en protéines (10 à 20% de la MS) (BEN AHMED et al., 1996) et en sels minéraux permettent d'utiliser l'*Atriplex* comme une réserve fourragère en été et en automne, comblant la carence de fourrage qui se manifeste avant la croissance printanière des espèces fourragères herbacées dans ces régions (KESSLER, 1990 ; MULAS et MULAS, 2004).

5. - Importance écologique du genre *Atriplex*

Dans les zones arides et semi-arides, les *Atriplex* font partie des plantes les plus intéressantes pour le repeuplement des terres affectées par la salinité (DEBEZ et *al.*, 2001). En effet, ces plantes possèdent un système racinaire très développé pouvant s'enfoncer dans le terrain à plus de 3 m et s'étendre jusqu'à 10 m (JONES, 1970). Ceci leur permet d'utiliser les réserves d'eau du sol de façon exhaustive et de former un réseau dense, susceptible d'agrèger le sol et le rendre résistant à l'érosion. En outre, les formations à base de buissons fourragers, forment une bonne couverture végétale à feuillage dense qui protège le sol des agressions climatiques, sources d'érosion (DUTUIT et *al.*, 1991).

Les *Atriplex* jouent un rôle important comme brise-vent, pour la protection du sol et la création d'une microclimat favorable, permettant aux autres espèces fourragères d'augmenter leur productivité. De nombreuses études ont mis en évidence le fait qu'en associant la culture de l'orge aux arbustes fourragers appartenant au genre *Atriplex*, la production de céréales a augmenté de 25% (MULAS et MULAS, 2004).

6. - Utilisation dans la médecine traditionnelle

Les *Atriplex* peuvent être aussi utilisés comme plantes médicinales dans la pharmacopée traditionnelle (DUTUIT, 1991), L'*Atriplex halimus* L. présente un caractère bien particulier, c'est une plante alcaline où la cendre aurait servi autrefois à la fabrication de savon et comme mordant de la teinture (BABA AISSA,1999 ; HALIMI, 1999).

Les indiens américains ont bouilli des racines fraîches avec un peu de sel et ont bu une demi coupe de café pour guérir les douleurs d'estomac et comme un laxatif. Les racines sont aussi été broyées et appliquées comme un remède de la rage de dents. Les espagnols américains utilisent la plante en cas de rhume et de grippe (DANIEL et LOREN, 2005).

IV. - Nécessités et rôles des éléments minéraux

Les éléments minéraux du sol sont absorbés au niveau des racines sous forme d'ions en même temps que l'eau. Ces éléments sont classés, selon leur importance pondérale, en deux groupes :

- les macroéléments, présents à des taux de l'ordre de quelques pour mille à quelques pour cent (de la matière sèche des tissus) (HELLER et *al.*, 1998). Les macroéléments sont surtout, mais pas exclusivement, impliqués dans la structure des molécules, ce qui explique en partie la nécessité d'apports importants. Certains macroéléments, jouent en plus de leur rôle structural, un rôle régulateur (HOPKINS, 2003),
- les micro ou oligoéléments présents à des taux inférieurs à 1 pour mille (HELLER et *al.*, 1998). Ils jouent un rôle de catalyseurs de régulateurs, par exemple d'activateurs enzymatiques (HOPKINS, 2003).

1. - Rôles de quelques éléments minéraux

1.1. - Sodium

Bien que chimiquement très proche du potassium mais ne peut le remplacer, il pénètre assez mal dans les cellules végétales qui ont tendance à le refouler (SOLTNER, 2001). Il est l'élément couramment utilisé comme ion d'accompagnement pour introduire un anion dans un engrais ou une solution nutritive (HELLER et *al.*, 1998). Il est généralement essentiel en tant que microélément chez les plantes qui possèdent une voie photosynthétique particulière (nommée voie en C4). Le rôle du sodium dans le métabolisme n'est pas encore bien élucidé, mais il pourrait intervenir dans le transport du pyruvate, un intermédiaire crucial de la voie en C4, entre le mésophylle et les cellules de la gaine périvasculaire (HOPKINS, 2003).

1.2. - Potassium

Le potassium est présent sous forme d'ions K^+ , très mobiles, dissous dans les liquides intracellulaires, notamment dans la vacuole. Il s'accumule à des concentrations jusqu'à cent fois supérieures à celles du milieu extérieur. Son abondance et sa mobilité en font le cation le plus important pour la création de la pression osmotique et donc la turgescence vacuolaire (HELLER et *al.*, 1998). Autrement dit, sa concentration dans la vacuole attire l'eau par osmose (SOLTNER, 2001).

Le potassium active certaines kinases, par exemple la phosphofructokinase et la pyruvate kinase, d'où son rôle dans l'utilisation des phosphates et les échanges d'énergie (HELLER et *al.*, 1998). Le transfert de potassium est le principal facteur de mouvements des plantes, comme les mouvements d'ouverture ou de fermeture des cellules de garde des stomates, les mouvements nyctipériodiques ou l'orientation des feuilles durant la journée (HOPKINS, 2003).

1.3. - Calcium

Contrairement au potassium, le calcium est peu mobile. Ses deux charges positives en font un élément aisément adsorbable par les membranes biologiques chargées négativement. De ce fait, il diminue la perméabilité cellulaire, freine la pénétration de l'eau et de la plupart des ions. Le calcium active certaines enzymes, notamment les ATPases, sans doute parce qu'il aide la liaison de l'enzyme à son substrat (HELLER et *al.*, 1998). Il contrôle l'ouverture de certains canaux ioniques transmembranaires, notamment ceux à potassium ; il joue de ce fait un rôle important dans la régulation du potentiel osmotique ou osmorégulation.

Le calcium joue un rôle important dans les cellules en division pour deux raisons :

- rôle dans le fuseau mitotique lors de la division cellulaire et forme des pectates de calcium dans la lamelle moyenne qui est formée au niveau de la plaque cellulaire qui apparaît entre les deux cellules filles,
- rôle de messenger secondaire dans l'action de certaines hormones, transmettant le signal hormonal de son lieu de réception (en général le plasmalemme) aux enzymes concernées (HELLER et *al.*, 1998 ; HOPKINS, 2003).

1.4. - Chlore

L'ion chlore est présent en grande quantité dans les milieux naturels. Il constitue avec le potassium l'un des principaux ions responsables de la turgescence cellulaire (HELLER et *al.*, 1998). Il est nécessaire à la photosynthèse, à des concentrations très faibles (0.03 meq) vraisemblablement pour le transfert des électrons de l'eau vers la chlorophylle (HELLER et *al.*, 1998 ; SOLTNER, 2001).

Chapitre II-
Matériel et méthodes

I. - Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé a été obtenu à partir des semences de l'*Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt., provenant de la Wilaya de Djelfa, à 300 Km au sud d'Alger, localisée dans l'étage bioclimatique semi-aride. Un lot de semences a été remis par le laboratoire de physiologie végétale de l'Université d'Es-Senia (Oran).

II. - Méthodes

1. - Dispositif expérimental

L'essai a été conduit dans des pots, dans une serre semi contrôlée, au département de biologie de l'Université de Ouargla. Le dispositif expérimental adopté comprend 5 blocs (traitements) et chaque traitement est constitué d'une série de pots de 15 plantes (répétitions) pour chaque espèce. Les pots sont disposés en blocs et subissent à chaque fois des rotations.

Les plantes d'*Atriplex halimus* L. et *canescens* sont traitées avec deux natures de sel de concentrations différentes :

- chlorure de sodium (NaCl) + chlorure de calcium (CaCl_2) à 400 et 600 meq de solution nutritive de HOAGLAND (1938),
- à l'eau de mer diluée à 50% à la solution nutritive et sans dilution 100%.

Le lot des plantes témoins est arrosé à la solution nutritive.

2. - Préparation du substrat de culture

Comme substrat de culture nous avons utilisé le sable des dunes. Ce sable est préalablement tamisé pour éliminer les impuretés (débris végétaux et animaux). Ensuite, il a été procédé à un premier traitement avec de l'esprit de sel pendant 15 minutes sous la hotte pour éliminer les sels, suivi d'une série de lavages successifs à l'eau distillée pour éliminer toute trace d'acidité. Le substrat est par la suite séché à l'air libre.

3. - Préparation des pots et repotage du sable

Des pots en plastiques sont remplis de 2280 g d'un mélange de sable et de terreau industriel (2V/V). Cette valeur de poids est retenue pour déterminer la capacité de rétention (CR) de ce substrat (Annexe 1).

Cette caractéristique hydrique est nécessaire car elle permet de calculer les quantités de solution nutritive à apporter lors des arrosages et en fonction de la nature du substrat, de son poids dans le pot et de l'âge de la plante.

Avant la mise en pot du substrat, le fond des pots est tapissé d'une couche de gravier servant de drain.

4. - Préparation de la culture

Avant de mettre les semences à germer dans les alvéoles, nous avons pris le soin de les décortiquer manuellement. Celles-ci sont sélectionnées selon leur morphologie, leur taille et leur couleur (brune). Elles sont désinfectées à l'eau de javel à 5% pendant 5 minutes (élimination éventuels des champignons) puis rincées à l'eau distillée plusieurs fois pour éliminer toute trace de chlore.

Les semences sont mises à germer dans des alvéoles remplies de terreau, l'ensemble est arrosé légèrement à l'eau distillée. Cette première opération dure un mois, elle a pour but de produire des plantules.

Au stade cinq à six feuilles (Photo 1), les plantules sont repiquées individuellement dans des pots en plastique (Photos 2, 3 et 4) et sont arrosées chaque deux jours à la solution nutritive de HOAGLAND (1938) diluée à 1/1000 et apportée à 30% de la CR du substrat (138,37 ml par pot) pendant deux mois après le repiquage.

Après avoir constaté un certain dessèchement des feuilles dû à des conditions expérimentales particulières (chaleur, vent de sable), nous avons doublé la dose d'arrosage à 60% de la CR du substrat (276,74 ml par pot) durant un mois, jusqu'au moment de l'application du stress salin.



A



B

Photo 1 - Plantules d'*Atriplex canescens* (A) et d'*Atriplex halimus* L. (B) dans les alvéoles au stade 5 - 6 feuilles.



Photo 2 - Plantules d'*Atriplex halimus* L. âgées d'une semaine après le repiquage.



Photo 3 - Plantes d'*Atriplex canescens* âgées de deux mois après le repiquage.



Photo 4 - Plantes d'*Atriplex halimus* L. âgées de deux mois après le repiquage.

5. - Préparation des différentes solutions

5.1. - La solution nutritive

La solution nutritive utilisée pour l'arrosage est celle de HOAGLAND (1938) apportée trois fois par semaine. Elle se compose d'un ensemble de solutions mères, rapportées dans le tableau 2.

Tableau 2 - Composition de la solution nutritive de HOAGLAND (1938).

| Composants de la solution mère | Nomenclature | Concentration | |
|---------------------------------|--|--------------------|----------------------|
| | | g. l ⁻¹ | mole.l ⁻¹ |
| Macro- éléments | | | |
| Nitrate de potassium | KNO ₃ | 191,90 | 1,90 |
| Nitrate de calcium | (NO ₃) ₂ Ca 4H ₂ O | 129,80 | 0,55 |
| Nitrate d'ammonium | NO ₃ NH ₄ | 210,00 | 0,26 |
| Sulfate de magnésium | SO ₄ Mg 7H ₂ O | 61,50 | 0,25 |
| Phosphate mono potassique | PO ₄ H ₂ K | 54,40 | 0,40 |
| Di potassium hydrogénophosphate | PO ₄ K ₂ H 3H ₂ O | 34,23 | 0,15 |
| Oligo-éléments | | | |
| Chlorure de manganèse | Cl ₂ Mn 4H ₂ O | 1,80 | |
| Sulfate de cuivre | CuSO ₄ 5H ₂ O | 0,176 | |
| Sulfate de zinc | ZnSO ₄ 7H ₂ O | 0,219 | |
| Acide borique | H ₃ BO ₃ | 2,861 | |
| Molybdate d'ammonium | Mo ₇ O ₂₄ (NH ₄) 7H ₂ O | 0,285 | |
| Complexe ferrique | EDTA ferrique (C ₁₀ H ₁₂ FeN ₂ NaO ₈) | 0,050 | |

5.2. - Préparation des solutions salines

5.2.1. - NaCl + CaCl₂

Les solutions salines sont obtenues par l'addition de chlorure de sodium (NaCl) et de chlorure de calcium (CaCl₂) V/V à la solution nutritive, dont les proportions sont indiquées dans le tableau 3.

Tableau 3 - Composition de la solution saline au NaCl + CaCl₂.

| Composants | | 400 meq.l ⁻¹ | 600 meq.l ⁻¹ |
|-------------------|--------------------|-------------------------|-------------------------|
| NaCl | mM.l ⁻¹ | 400 | 600 |
| | g.l ⁻¹ | 23,4 | 35,1 |
| CaCl ₂ | mM.l ⁻¹ | 200 | 300 |
| | g.l ⁻¹ | 22,2 | 33,3 |

5.2.2. - A l'eau de mer

Cette eau a été prélevée de la plage de Cap-Djenet (Wilaya de Tizi-Ouzou) en 2007. Après une période de décantation des impuretés, nous avons mesuré sa conductivité électrique qui est : $CE = 54,25$ mmhos/cm et son $pH = 6,55$.

Nous avons préparé les solutions salines à base d'eau de mer (Tableau 4) diluée ou non à la solution nutritive comme suit :

- 50% dilué à la solution nutritive,
- 100% eau de mer (sans dilution).

Tableau 4 - Composition de la solution saline d'eau de mer.

| composants | 50% | 100% |
|--------------------|--------------------|--------------------|
| Solution nutritive | 138,37 ml / plante | 000,00 ml / plante |
| Eau de mer | 138,37 ml / plante | 276,74 ml / plante |

6. - Application du stress (Figure 7)

Au 90^{ème} jour après le repiquage, nous avons appliqué le stress salin aux plantes. Il se répartit en 5 traitements de 15 répétitions pour chaque espèce :

- les plantes témoins reçoivent la solution nutritive tous les deux jours pendant une semaine,
- un 1^{er} lot de plantes est stressé à 400 et 600 meq de $NaCl + CaCl_2$ (V/V) par litre de solution nutritive,
- un 2^{ème} lot est stressé à l'eau de mer diluée à 50% de solution nutritive ou sans dilution 100%.

Les plantes traitées sont arrosées une fois par semaine aux différentes solutions salines à 60% de la CR.

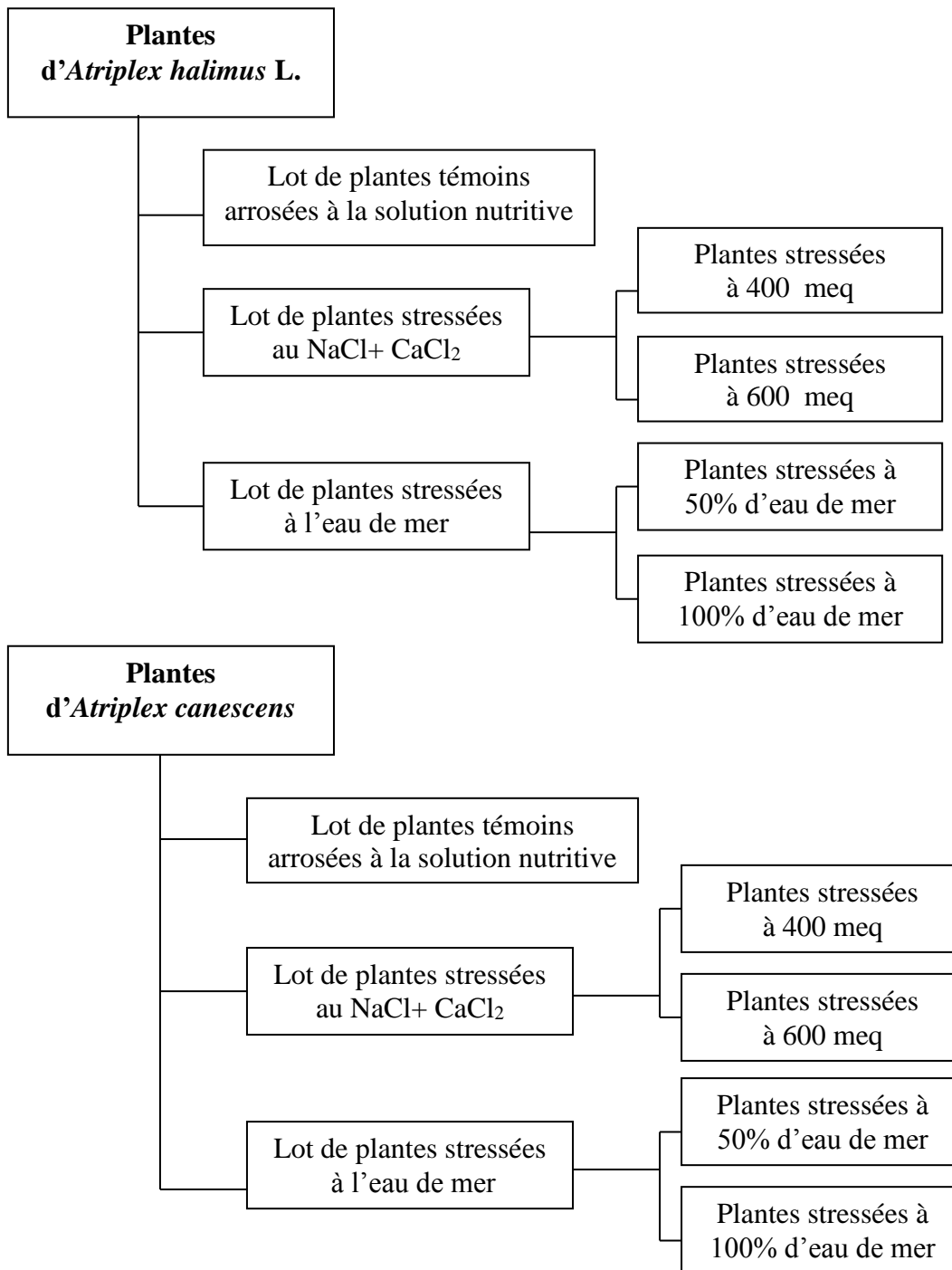


Figure 6 - Mode d'application du stress salin aux plantes.

7. - Récolte du matériel végétal

Après une semaine de stress, nous avons procédé aux prélèvements des échantillons selon les étapes suivantes :

- la plante entière est soigneusement prélevée. Les racines sont rincées à l'eau du robinet puis rapidement séchées à l'aide du papier hygiénique,
- la partie aérienne est séparée de la partie souterraine. Les poids frais des racines, des tiges et des feuilles sont déterminés à l'aide d'une balance analytique de type AR 2140 Ohaus de référence 80010386,
- les feuilles sont découpées dans les zones apicale, médiane et basale de la tige puis pesées séparément,
- chaque échantillon pesé est enveloppé dans du papier aluminium puis le tout est déposé dans une étuve réglée à 80°C durant 48 heures,
- 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.

8. - Extraction et dosage de la proline

L'extraction de la proline est réalisée selon la méthode de l'Association of Official Analytical Chemists (A.O.A.C.) (1955) modifiée par NGUYEN et PAQUIN (1971).

100 mg de matériel végétal, constitué de racines, de tiges ou de feuilles, sont broyés dans 1,25 ml d'éthanol à 95%, suivi de trois rinçages et lavages avec 1,25 ml d'éthanol à 70%. A partir des surnageants nous prélevons 2,5 ml auxquels sont ajoutés

1 ml de chloroforme et 1,5 ml d'eau distillée.

On agite puis on laisse reposer pendant 24 heures à 0°C; on obtient une meilleure séparation des deux phases :

- une phase supérieure contenant des acides aminés, des sucres solubles, des acides organiques et d'autres composés solubles,
- une phase inférieure contenant les lipides, la chlorophylle et autres pigments.

Le dosage de la proline a fait appel au protocole de BERGMAN et LOXLEY (1970).

1ml de la phase supérieure du milieu d'extraction, déjà décanté, est prélevé en évitant de toucher à la phase inférieure puis sont ajoutés 2 ml de solution de NaCl 5M et 5 ml d'eau distillée.

Après agitation, 2 ml de solution sont placés dans un tube à essai auxquels sont ajoutés 2 ml de la solution tampon phosphate (H_3PO_4 5,32M+ $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ 3,88M) à pH 2,5 et 4 ml de la solution ninhydrine (0,125 g dans 2 ml d'acide orthophosphorique H_3PO_4 6M et 3 ml d'acide acétique glacial CH_3COOH).

Les tubes sont agités et placés dans un bain marie de type Heizbad HB digit de référence 517-01 002-00-2, à 100°C pendant 60 minutes jusqu'à l'apparition d'une coloration rose. Une fois le mélange refroidi durant 30 minutes à la température ambiante, la densité optique est lue à 505 nm au moyen d'un spectrophotomètre UV- VISIBLE de type Biochrom WPA de référence 80.3003.76.

Les résultats sont exprimés en μmoles de proline.100 mg^{-1} de MS en référence à une courbe étalon (Annexe 2) de concentrations croissantes de 12,5 à 125 $\mu\text{g} \cdot \text{ml}^{-1}$ préparées à partir d'une solution mère de proline à 0,125% dans de l'acide chlorhydrique HCl 0,3N.

9. - Extraction et dosage des sucres solubles

La méthode de SCHIELDS et BURNETT (1960) a été utilisée pour l'extraction et le dosage des sucres solubles. Ces sucres sont extraits à l'aide d'un solvant capable de les solubiliser et de bloquer l'activité enzymatique responsable de la dégradation. Cette même méthode est décrite par GOMEZ *et al* (2003).

Le protocole d'extraction consiste à peser 100 mg de matériel végétal sec puis mis dans 5,25 ml d'éthanol à 80% pendant 24 heures à température ambiante. Ensuite cet extrait (a) est dilué 10 fois à l'éthanol à 80%.

Le dosage a nécessité la préparation d'une solution de réactif (b) constituée de 2 g d'anthrone pure dans 1 litre d'acide sulfurique H_2SO_4 (le réactif est préparé 4 heures à l'avance).

2 ml de l'extrait (a) sont prélevés puis versés dans 4 ml de l'extrait (b). L'ensemble est maintenu dans de la glace fondante. Les tubes sont ensuite homogénéisés à l'aide d'un vibreur, puis placés dans un bain marie à 92°C pendant 8 minutes.

Après un repos de 30 minutes à l'obscurité ; la densité optique est lue au spectrophotomètre UV- VISIBLE à une longueur d'onde de 585 nm.

Les résultats sont exprimés en μmoles de sucres solubles.100 mg^{-1} de MS en référence à une courbe d'étalonnage de concentrations croissantes allant de 20 à 100 $\mu\text{g} \cdot \text{ml}^{-1}$, préparées à partir d'une solution mère de glucose à 0,01% d'éthanol à 80% (Annexe 3).

10. - Analyse statistique appliquée

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 Fischer à $\alpha = 5 \%$ sur 15 échantillons (feuilles, tiges et racines) analysés et de chaque traitement à l'aide du logiciel Minitab pour Windows 2000.

Remarque

Lors de la réalisation de ce travail, nous avons été confrontées à quelques désagréments, tels que :

- la non disponibilité de produits chimiques nécessaires à l'analyse des sucres solubles,
- manque de matériel végétal concernant les racines d'*Atriplex canescens*, étant donné leur petite taille,
- la région a connu une période de vent sable qui a conduit à l'arrachage de la serre et à la destruction d'une partie des pots. Pour ces raisons, nous avons effectué des dosages de la proline pour la plante entière et pour les sucres, nous nous sommes limitées aux feuilles et aux tiges.

Chapitre III-
Résultats et discussion

I. - Variations des teneurs en proline dans les plantes

1. - Action du NaCl+ CaCl₂ sur la teneur en proline

1.1. - Selon l'étage foliaire

La figure 7A montre une accumulation de la proline dans le système foliaire des plantes d'*Atriplex halimus* L. stressées au NaCl+CaCl₂ qui est proportionnelle à la concentration en sels. Cette accumulation est néanmoins plus marquée dans les feuilles apicales que basales. En effet, les teneurs en proline sont de 0,89 et 0,94 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS pour les feuilles apicales contre 0,61 et 0,78 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS pour les feuilles basales, respectivement dans les milieux à 400 et 600 meq de sels. Au contraire, chez les plantes témoins, la proline se répartit de manière équilibrée aussi bien dans les feuilles apicales que basales 0,53 et 0,52 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS respectivement.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 5) montre que la salinité agit significativement sur l'accumulation de la proline dans les feuilles apicales, quelque soit le traitement, comparativement à celles des plantes témoins et dans les feuilles basales sous le traitement le plus concentré (600 meq). Par contre, le traitement à 400 meq n'influe pas sur l'accumulation de la proline dans les feuilles basales.

L'analyse statistique verticale indique une différence significative dans la richesse en proline en faveur des feuilles apicales par rapport aux feuilles basales, seulement en présence de 400 meq de NaCl+ CaCl₂, contrairement aux plantes témoins et celles traitées à 600 meq où la différence enregistrée est non significative.

Tableau 5 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) selon l'étage foliaire d'*Atriplex halimus* L. âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m± σ |
|-------------------|------------------|--------------------|--------------------|-------------|
| Feuilles apicales | 0,53± 0,13 | 0,89± 0,21 S | 0,94± 0,40 S | 0,79± 0,22 |
| Feuilles basales | 0,52± 0,20 NS | 0,61± 0,18 NS S | 0,78± 0,32 S NS | 0,64± 0,13 |
| m± σ | 0,52± 0,01 | 0,75± 0,20 | 0,86± 0,11 | |

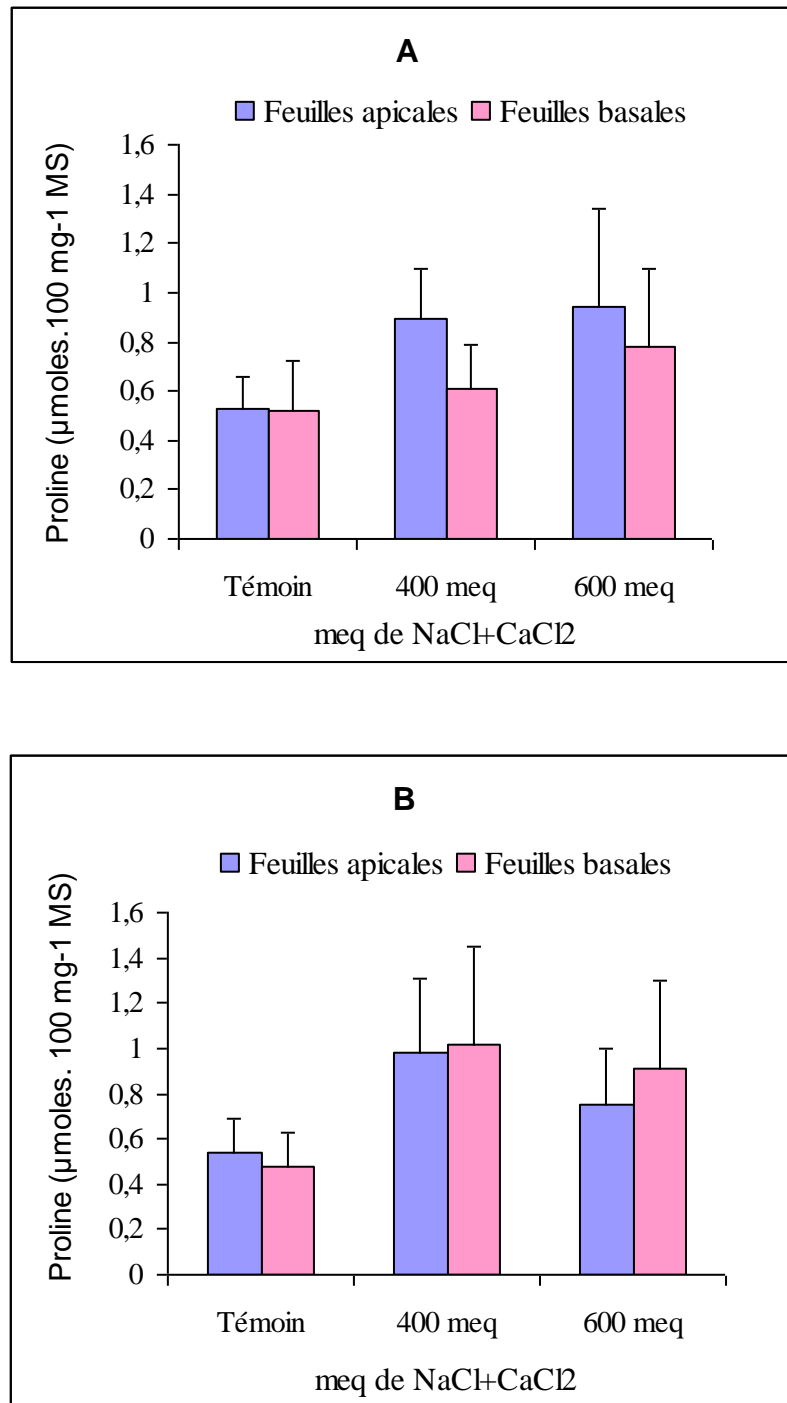


Figure 7 (A et B) - Teneurs en proline selon l'étage foliaire d'*Atriplex halimus* L. (A) et d'*Atriplex canescens* (B) âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

Les valeurs mentionnées représentent les teneurs moyennes du composé analysé à partir de 15 échantillons de chaque organe.

$m \pm \sigma$: représente la moyenne statistique associée à l'écart type.

S : effet significatif du traitement aux sels sur les teneurs en proline par rapport aux plantes témoins dans le même organe (comparaison horizontale).

S : effet significatif de l'organe sur les teneurs en proline par rapport aux feuilles apicales sous chaque traitement (comparaison verticale).

NS : effet non significatif.

La figure 7B indique que pour les plantes d'*Atriplex canescens* arrosées à la solution nutritive, l'accumulation de l'acide aminé est sensiblement élevée dans les feuilles de l'étage supérieur par rapport aux feuilles basales. Par contre, chez les plantes traitées à 400 meq de la solution saline, l'acide aminé évolue des feuilles apicales vers les feuilles basales pour exprimer des teneurs environ deux fois plus élevées que celles des plantes témoins 1,02 contre 0,48 $\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$. A forte concentration, l'acide aminé accuse une diminution des teneurs aussi bien pour les feuilles apicales que basales par rapport au traitement précédent 0,75 et 0,91 contre 0,98 et 1,02 $\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ respectivement pour les feuilles apicales et basales.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 6) indique que la proline s'accumule de manière significative dans les feuilles avec tous les traitements quelles que soient leurs positions sur la plante. Par contre, l'effet étage foliaire sur l'accumulation de cet acide aminé sous chaque traitement est non significatif ; ce qui est indiqué par l'analyse verticale.

Tableau 6 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'étage foliaire d'*Atriplex canescens* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | $m \pm \sigma$ |
|-------------------|------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|-----------------|
| Feuilles apicales | 0,54 \pm 0,15 | 0,98 \pm 0,33 S | 0,75 \pm 0,25 S | 0,76 \pm 0,22 |
| Feuilles basales | 0,48 \pm 0,15 NS | 1,02 \pm 0,43 S NS | 0,91 \pm 0,39 S NS | 0,80 \pm 0,29 |
| $m \pm \sigma$ | 0,51 \pm 0,04 | 1,00 \pm 0,03 | 0,83 \pm 0,11 | |

1.2. - Selon l'organe

La figure 8A indique que, la proline augmente de teneur dans tous les organes de la plante en fonction de l'augmentation de la salinité. On note également que, les feuilles de l'*Atriplex halimus* L. sont plus riches en proline que les autres organes aussi bien dans les plantes témoins que celles traitées aux différentes concentrations en sels. Dans les feuilles, l'acide aminé s'accumule davantage dans les feuilles apicales sous la contrainte saline, sa teneur passe de 0,53 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS chez les plantes témoins à 0,89 et 0,94 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ de MS respectivement dans celles des plantes stressées à 400 et 600 meq de NaCl+ CaCl₂.

Nous constatons également que, l'accumulation du composé azoté dans les racines est environ deux à trois fois plus élevée dans les plantes traitées à 400 meq et 600 meq de sels comparativement aux témoins 0,42 et 0,66 respectivement contre 0,25 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS. Par contre dans les tiges, la teneur en proline la plus élevée est enregistrée chez les plantes traitées à 600 meq. Il faut par ailleurs, souligner que la proline évolue régulièrement des racines vers les feuilles aussi bien chez les plantes témoins que celles traitées aux sels.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 7) montre que l'accumulation de la proline est significative, sauf pour les feuilles basales et les tiges des plantes stressées à 400 meq.

L'analyse verticale montre que le système racinaire est significativement moins riche en proline que la partie aérienne et ce quelque soit le traitement.

Tableau 7 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) selon l'organe d'*Atriplex halimus* L. âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m \pm σ |
|-------------------|-----------------------|-------------------------|-------------------------|------------------|
| Feuilles apicales | 0,53 \pm 0,13 | 0,89 \pm 0,21 S | 0,94 \pm 0,40 S | 0,79 \pm 0,22 |
| Feuilles basales | 0,52 \pm 0,20 NS | 0,61 \pm 0,18 NS S | 0,78 \pm 0,32 S NS | 0,64 \pm 0,13 |
| Tiges | 0,51 \pm 0,33 NS | 0,55 \pm 0,15 NS S | 0,73 \pm 0,17 S NS | 0,60 \pm 0,12 |
| Racines | 0,25 \pm 0,13 S | 0,42 \pm 0,15 S S | 0,66 \pm 0,18 S S | 0,44 \pm 0,21 |
| m \pm σ | 0,45 \pm 0,14 | 0,62 \pm 0,20 | 0,78 \pm 0,12 | |

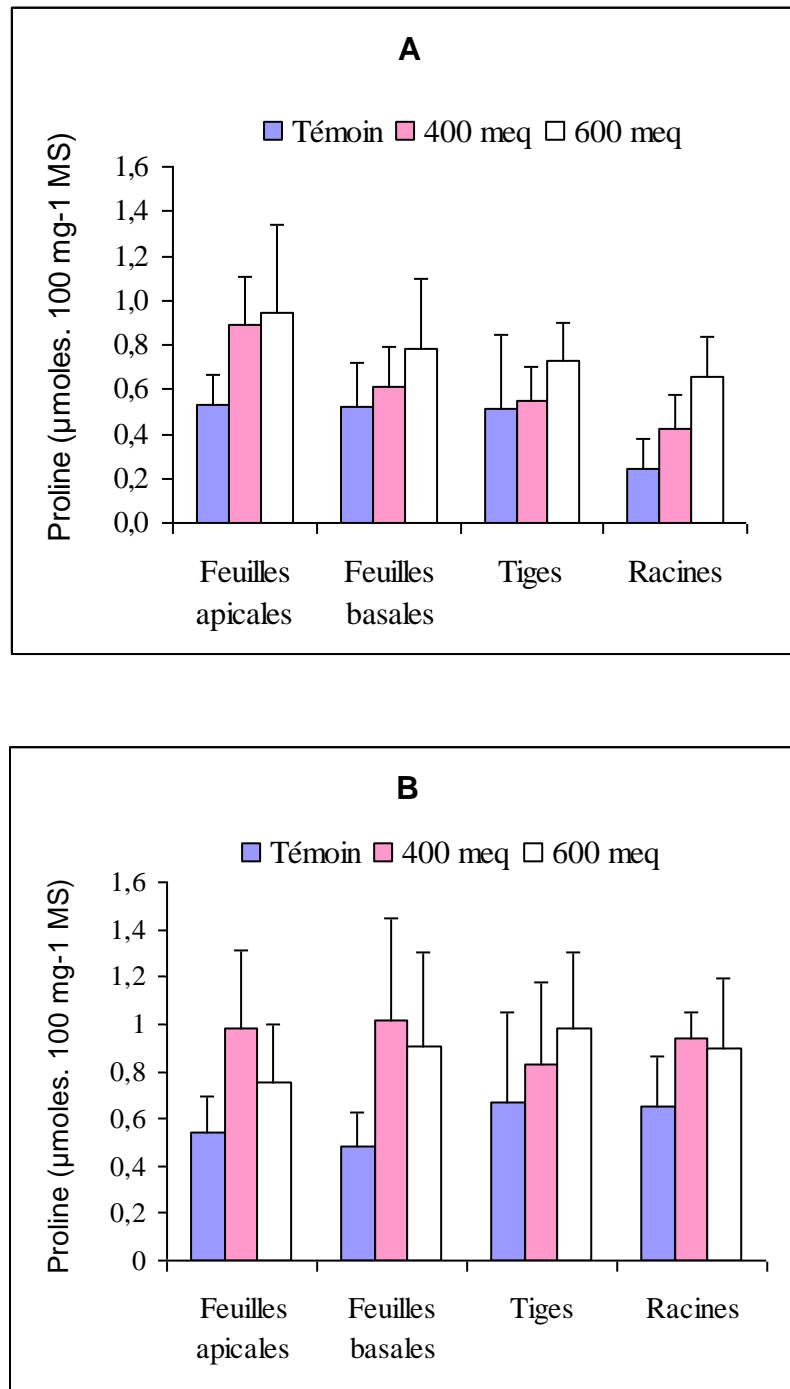


Figure 8 (A et B) - Teneurs en proline selon l'organe d'*Atriplex halimus* L. (A) et d'*Atriplex canescens* (B) âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

Chez les plantes d'*Atriplex canescens*, la teneur en proline évolue dans tous les organes avec la concentration en sels, par rapport aux plantes témoins (Figure 8B). Ce composé s'accumule beaucoup plus dans les tiges et les racines chez les plantes témoins par rapport aux feuilles apicales et basales. Les teneurs en proline fluctuent selon l'organe et le traitement salin. En effet, sous 400 meq de sels, les feuilles apicales et basales présentent des teneurs maximales 0,98 et 1,02 $\mu\text{moles.100mg}^{-1}$ MS respectivement puis les valeurs chutent au traitement à 600 meq 0,75 et 0,91 $\mu\text{moles.100mg}^{-1}$ MS pour les feuilles apicales et basales. Dans les tiges, l'accumulation de l'acide aminé se fait lentement au fur et à mesure que la salinité augmente. Dans les racines, les teneurs en proline augmentent rapidement dans les plantes traitées à 400 meq, puis chutent légèrement dans celles traitées à 600 meq.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 8) indique que l'action de la salinité sur l'accumulation de la proline est significative dans tous les organes de la plante ; sauf pour les tiges des plantes traitées à 400 meq de sels.

L'analyse verticale montre que l'effet organe sur l'accumulation de la proline est non significatif aussi bien pour les plantes stressées que celles non stressées.

Tableau 8 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) selon l'organe d'*Atriplex canescens* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m± σ |
|-------------------|------------------|---------------------|--------------------|-------------|
| Feuilles apicales | 0,54± 0,15 | 0,98± 0,33 S | 0,75± 0,25 S | 0,76± 0,22 |
| Feuilles basales | 0,48± 0,15 NS | 1,02± 0,43 S NS | 0,91± 0,39 S NS | 0,80± 0,29 |
| Tiges | 0,67± 0,38 NS | 0,83± 0,35 NS NS | 0,98± 0,32 S NS | 0,83± 0,16 |
| Racines | 0,65± 0,21 NS | 0,94± 0,11 S NS | 0,90± 0,29 S NS | 0,83± 0,16 |
| m± σ | 0,59± 0,09 | 0,94± 0,08 | 0,89± 0,10 | |

2. - Action de l'eau de mer sur la teneur en proline

2.1. - Selon l'étage foliaire

Les plantes d'*Atriplex halimus* L. (Figure 9A) arrosées à l'eau de mer, manifestent une accumulation de proline dans le système foliaire nettement supérieure à celles des plantes non stressées. Les teneurs en proline obtenues à partir des milieux composés de 50% et 100% d'eau de mer sont environ deux à trois fois plus élevées au niveau des feuilles apicales par rapport à celles des témoins 1,07 et 1,72 contre 0,53 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS. Par ailleurs, les teneurs obtenues dans les feuilles basales sont plus faibles que celles des feuilles apicales, mais restent plus élevées que celles des témoins. En effet, les teneurs sont environ 1,5 fois plus élevées 0,77 et 0,88 contre 0,52 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS respectivement.

Les données de l'analyse statistique horizontale (Tableau 9) signalent que l'effet de la salinité sur l'accumulation de la proline est significatif, puisque dans les deux niveaux foliaires, cet acide aminé exprime des teneurs plus importantes par rapport aux témoins. En outre, la comparaison verticale montre que les feuilles basales sont significativement moins riches en proline que les feuilles apicales et ce quelque soit le traitement.

Tableau 9 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) selon l'étage foliaire d'*Atriplex halimus* L. âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m \pm σ |
|-------------------|-----------------------|------------------------|------------------------|------------------|
| Feuilles apicales | 0,53 \pm 0,13 | 1,07 \pm 0,30 S | 1,72 \pm 0,60 S | 1,11 \pm 0,60 |
| Feuilles basales | 0,52 \pm 0,20 NS | 0,77 \pm 0,29 S S | 0,88 \pm 0,16 S S | 0,72 \pm 0,18 |
| m \pm σ | 0,53 \pm 0,01 | 0,92 \pm 0,21 | 1,30 \pm 0,59 | |

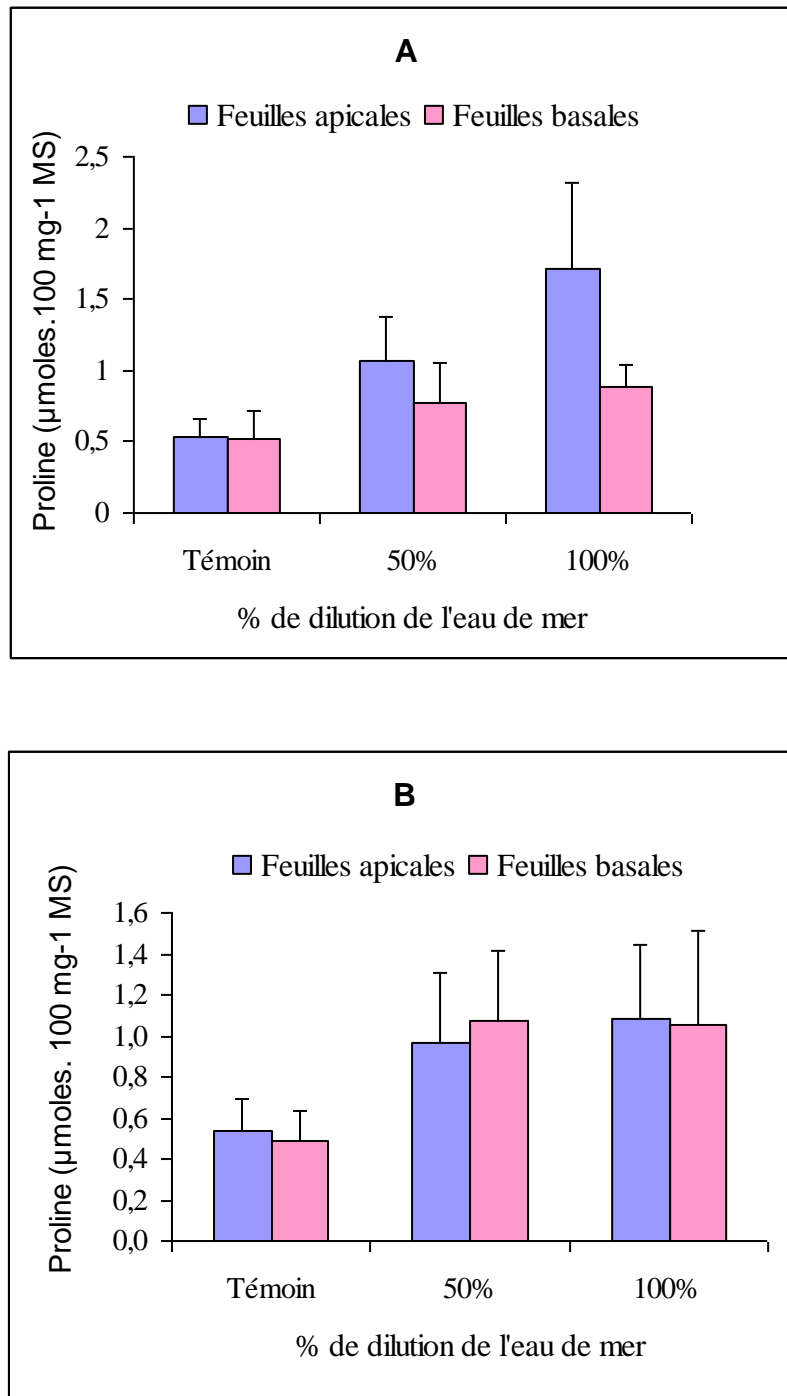


Figure 9 (A et B) - Teneurs en proline selon l'étage foliaire d'*Atriplex halimus* L. (A) et d'*Atriplex canescens* (B) âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

La figure 9B montre que, les plantes d'*Atriplex canescens* répondent différemment à l'eau de mer. En effet, l'arrosage à 50% d'eau de mer, a induit une accumulation de la proline dans le sens descendant de la plante avec une augmentation de 11,46% en faveur des feuilles basales comparativement aux feuilles apicales. Cependant, en présence de 100% d'eau de mer, les teneurs du composé azoté dans les feuilles apicales et basales sont dans le même ordre d'amplitude et représentent environ le double de celles des plantes témoins : 1,08 contre 0,54 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS pour les feuilles apicales et 1,05 contre 0,48 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS pour les feuilles basales.

Au niveau des plantes témoins, ce composé azoté est important dans les feuilles apicales.

L'étude statistique (Tableau 10) met en évidence une réponse significative de l'effet de la salinité sur l'accumulation de la proline dans les deux types foliaires comparativement aux plantes témoins. Les teneurs en cet acide aminé n'accusent pas de différences significatives entre les feuilles apicales et basales, quelque soit le traitement, telle que l'indique la comparaison verticale.

Tableau 10 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) selon l'étage foliaire d'*Atriplex canescens* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m \pm σ |
|-------------------|-----------------------|-------------------------|-------------------------|------------------|
| Feuilles apicales | 0,54 \pm 0,15 | 0,96 \pm 0,35 S | 1,08 \pm 0,37 S | 0,86 \pm 0,28 |
| Feuilles basales | 0,48 \pm 0,15 NS | 1,07 \pm 0,34 S NS | 1,05 \pm 0,46 S NS | 0,87 \pm 0,34 |
| m \pm σ | 0,51 \pm 0,04 | 1,02 \pm 0,08 | 1,07 \pm 0,02 | |

2.2. - Selon l'organe

La figure 10A montre que la proline migre remarquablement vers les tissus foliaires sous la contrainte saline. Cet acide aminé s'accumule de préférence dans les feuilles apicales lorsque la concentration du milieu augmente. En effet, sa teneur passe de $0,53 \mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ dans les feuilles apicales des plantes témoins à $1,07$ et $1,72 \mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ respectivement dans celles des plantes stressées à 50% et 100% d'eau de mer.

Dans les racines, l'accumulation de la proline progresse avec la concentration en sel, pour doubler puis tripler de teneurs, respectivement dans les traitements à 50% et 100% d'eau de mer par rapport aux mêmes organes des plantes témoins $0,50$ et $0,87$ contre $0,25 \mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$. Au niveau des tiges, ce composé diminue à $0,48 \mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ de MS dans le traitement le moins concentré, puis s'élève à $0,64 \mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ dès que le milieu devient plus concentré.

Les résultats statistiques (Tableau 11) montrent que l'effet salinité d'eau de mer sur l'accumulation de la proline est significatif dans les feuilles et les racines. Par contre, dans les tiges, la contrainte saline ne produit aucun effet significatif même si une sensible accumulation de la proline est enregistrée sous le traitement le plus concentré où le taux d'accumulation a atteint 25,49%, comparativement à celles des plantes témoins.

L'analyse verticale, soit l'effet organe, révèle que l'acide aminé s'accumule d'une manière significative dans les feuilles, quelque soit le traitement, par rapport aux tiges et aux racines.

Tableau 11 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'organe d'*Atriplex halimus* L. âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m± σ |
|-------------------|-----------------------|-------------------------|-------------------------|-----------------|
| Feuilles apicales | $0,53 \pm 0,13$ | $1,07 \pm 0,30$ S | $1,72 \pm 0,60$ S | $1,11 \pm 0,60$ |
| Feuilles basales | $0,52 \pm 0,20$ NS | $0,77 \pm 0,29$ S | $0,88 \pm 0,16$ S | $0,72 \pm 0,18$ |
| Tiges | $0,51 \pm 0,33$ NS | $0,48 \pm 0,16$ NS S | $0,64 \pm 0,13$ NS S | $0,54 \pm 0,09$ |
| Racines | $0,25 \pm 0,13$ S | $0,50 \pm 0,28$ S | $0,87 \pm 0,34$ S | $0,54 \pm 0,31$ |
| m± σ | $0,45 \pm 0,14$ | $0,71 \pm 0,28$ | $1,03 \pm 0,47$ | |

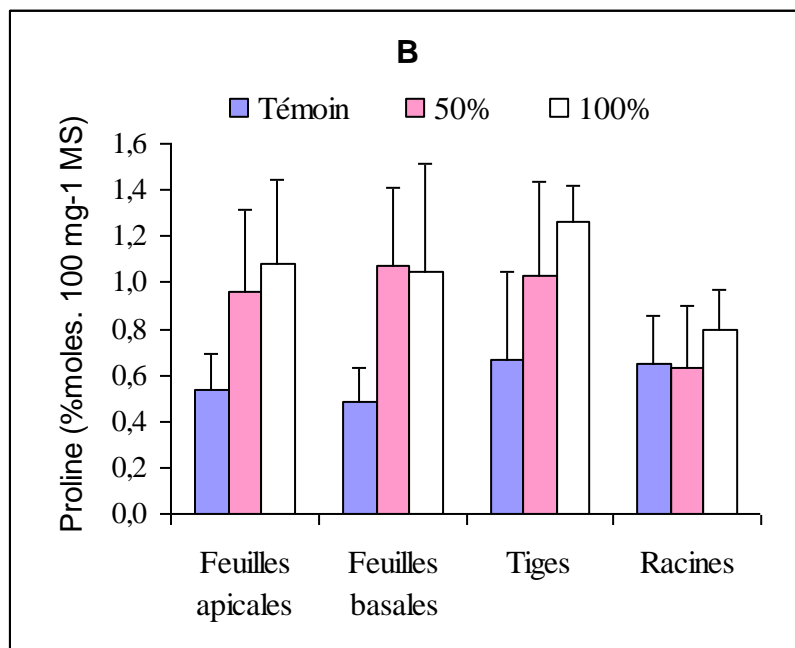
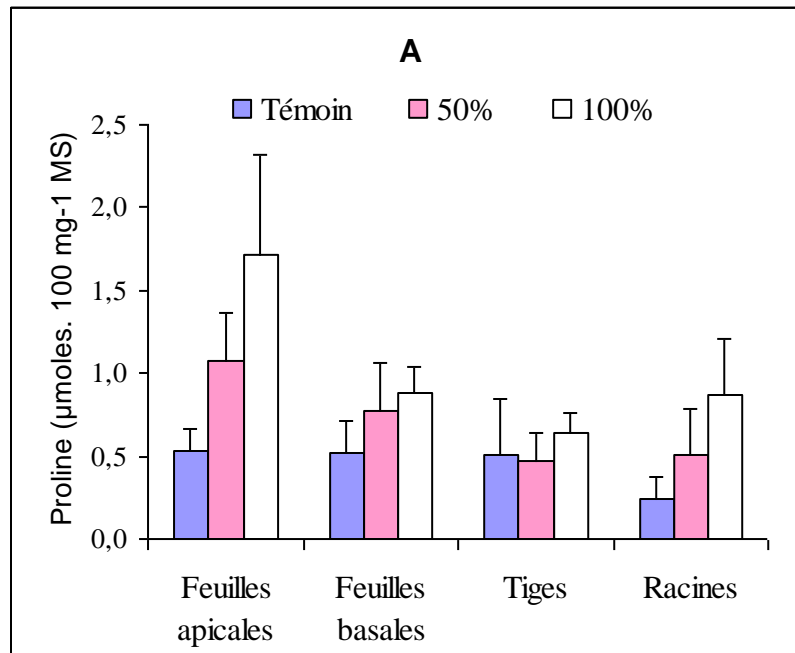


Figure 10 (A et B) - Teneur en proline selon l'organe d'*Atriplex halimus* L. (A) et d'*Atriplex canescens* (B) âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

Les résultats de la figure 10B montrent que, chez les plantes d'*Atriplex canescens*, l'accumulation de la proline se produit dans les feuilles basales lorsque les plantes sont arrosées à 50% d'eau de mer. Par contre, chez les plantes témoins et celles traitées entièrement à l'eau de mer, l'acide aminé tend à migrer vers les tiges 0,67 et 1,26 $\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Dans les feuilles apicales, l'acide aminé évolue avec la concentration en sels pour doubler de teneur sous le traitement à l'eau de mer pure.

Dans les racines, ce composé azoté accuse une sensible diminution de teneur 0,63 $\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ dès que les plantes reçoivent l'eau de mer à 50% de dilution puis une augmentation à 0,80 sous le milieu le plus concentré contre 0,65 $\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$ chez les plantes témoins.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 12), soit l'effet salinité, révèle la présence d'une différence significative des teneurs en proline dans la partie aérienne des plantes stressées, comparativement aux plantes témoins.

La comparaison verticale, soit l'effet organe, indique que l'accumulation de la proline dans les feuilles et les tiges est non significative et significativement moins importante dans les racines, quelque soit la concentration en sels.

Tableau 12 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en proline ($\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) selon l'organe d'*Atriplex canescens* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | $m \pm \sigma$ |
|-------------------|-----------------------|-------------------------|-------------------------|-----------------|
| Feuilles apicales | 0,54 \pm 0,15 | 0,96 \pm 0,35 S | 1,08 \pm 0,37 S | 0,86 \pm 0,28 |
| Feuilles basales | 0,48 \pm 0,15 NS | 1,07 \pm 0,34 S NS | 1,05 \pm 0,46 S NS | 0,87 \pm 0,34 |
| Tiges | 0,67 \pm 0,38 NS | 1,03 \pm 0,41 S NS | 1,26 \pm 0,16 S NS | 0,99 \pm 0,30 |
| Racines | 0,65 \pm 0,21 NS | 0,63 \pm 0,27 NS S | 0,80 \pm 0,17 NS S | 0,69 \pm 0,09 |
| $m \pm \sigma$ | 0,59 \pm 0,09 | 0,92 \pm 0,20 | 1,05 \pm 0,19 | |

3. - Etude comparative des teneurs en proline dans les différents organes et selon la nature du stress salin

3.1. - Plantes stressées au NaCl+ CaCl₂

3.1.1. - Dans les Feuilles apicales

L'analyse de la figure 11A, montre que l'accumulation de la proline dans les feuilles apicales des deux espèces d'*Atriplex* se manifeste d'une manière similaire sous les conditions normales (témoins). Au contraire, dès que les plantes sont arrosées à 400 meq de sels, les feuilles apicales d'*Atriplex canescens* accumulent davantage cet acide aminé, comparativement à celles d'*Atriplex halimus* L. 0,98 contre 0,89 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS. A la concentration supérieure, cette accumulation se produit de préférence dans les feuilles apicales d'*Atriplex halimus* L. que chez d'*Atriplex canescens* 0,94 contre 0,75 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 13) indique qu'il y a un effet significatif des traitements appliqués au niveau des feuilles apicales des plantes stressées, comparativement à celles des plantes témoins. Par contre, la comparaison verticale indique une différence non significative d'enrichissement en proline des deux espèces d'*Atriplex*.

Tableau 13 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) dans les feuilles apicales d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m \pm σ |
|----------------------------|-----------------------|-------------------------|-------------------------|------------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,53 \pm 0,13 | 0,89 \pm 0,21 S | 0,94 \pm 0,40 S | 0,79 \pm 0,22 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,54 \pm 0,15 NS | 0,98 \pm 0,33 S NS | 0,75 \pm 0,25 S NS | 0,76 \pm 0,22 |
| m \pm σ | 0,54 \pm 0,01 | 0,94 \pm 0,06 | 0,85 \pm 0,13 | |

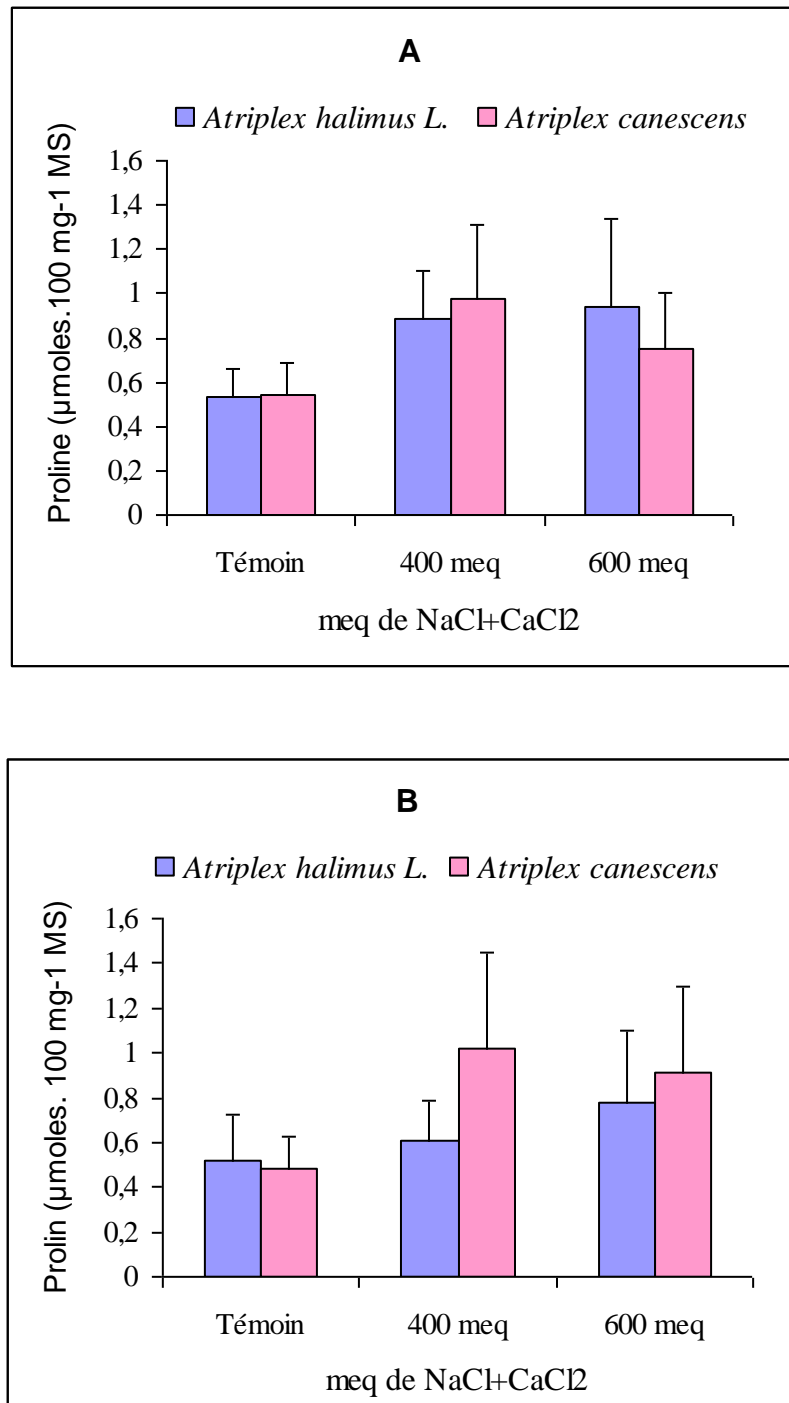


Figure 11 (A et B) - Teneurs comparées en proline dans les feuilles apicales (A) et les feuilles basales (B) d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

3.1.2. - Dans les feuilles basales

Dans le cas des feuilles basales, la figure 11B montre que lorsque les plantes sont arrosées à la solution nutritive, l'accumulation de proline est plus importante dans celles de l'*Atriplex halimus* L. $0,52 \mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$. L'inverse se produit en conditions de traitements salins, l'accumulation de ce composé azoté est plus élevée dans les feuilles de l'*Atriplex canescens*. A 600 meq de sels, cette accumulation devient moins importante, comparée au traitement précédent, mais reste toutefois supérieure à celle d'*Atriplex halimus* L. $0,91$ contre $0,78 \mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$.

Les données de l'analyse statistique horizontale du tableau 14 montrent un effet significatif de la salinité sur l'accumulation de la proline dans les feuilles basales des plantes d'*Atriplex* à l'exception de celles d'*Atriplex halimus* L. traitées à 400 meq de sels. En outre, la comparaison verticale indique une différence significative dans la richesse en proline en faveur des feuilles basales de l'*Atriplex canescens*, traitées à 400 meq de NaCl+ CaCl₂ contrairement à celles traitées à 600 meq de sels et à celles non traitées, où la différence enregistrée est non significative.

Tableau 14 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles basales d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m± σ |
|----------------------------|------------------|-------------------|--------------------|------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,52± 0,20 | 0,61± 0,18 NS | 0,78± 0,32 S | 0,64± 0,13 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,48± 0,15 NS | 1,02± 0,43 S S | 0,91± 0,39 S NS | 0,80± 0,29 |
| m± σ | 0,50± 0,03 | 0,82± 0,29 | 0,85± 0,09 | |

3.1.3. - Dans les tiges

L'analyse de la figure 12A montre que l'accumulation du composé azoté dans les tiges des deux espèces d'*Atriplex* augmente avec l'accroissement de la concentration du milieu en sels combinés. Nous constatons dans tous les cas que cette accumulation est plus élevée chez l'*Atriplex canescens* que l'*Atriplex halimus* L. avec 0,67 contre 0,51 $\mu\text{moles}\cdot 100\text{ mg}^{-1}\text{ MS}$ au niveau des plantes témoins et 0,83 et 0,98 contre 0,55 et 0,73 $\mu\text{moles}\cdot 100\text{ mg}^{-1}\text{ MS}$ respectivement sous le milieu à 400 et 600 meq de NaCl+ CaCl₂.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 15) montre que la proline s'accumule significativement dans les tiges des plantes d'*Atriplex* seulement sous le traitement le plus concentré. Tandis que la comparaison verticale révèle une différence significative sous le traitement aux sels et non significative au niveau des plantes témoins.

Tableau 15 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles}\cdot 100\text{ mg}^{-1}\text{ MS}$) dans les tiges d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m± σ |
|----------------------------|------------------|--------------------|-------------------|------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,51± 0,33 | 0,55± 0,15 NS | 0,73± 0,17 S | 0,60± 0,12 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,67± 0,38 NS | 0,83± 0,35 NS S | 0,98± 0,32 S S | 0,83± 0,16 |
| m± σ | 0,59± 0,11 | 0,69± 0,20 | 0,86± 0,18 | |

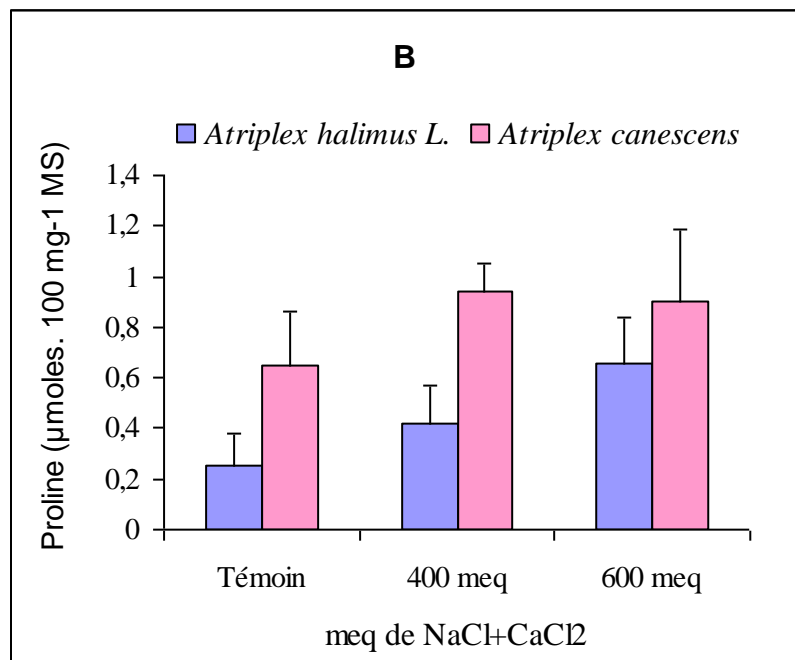
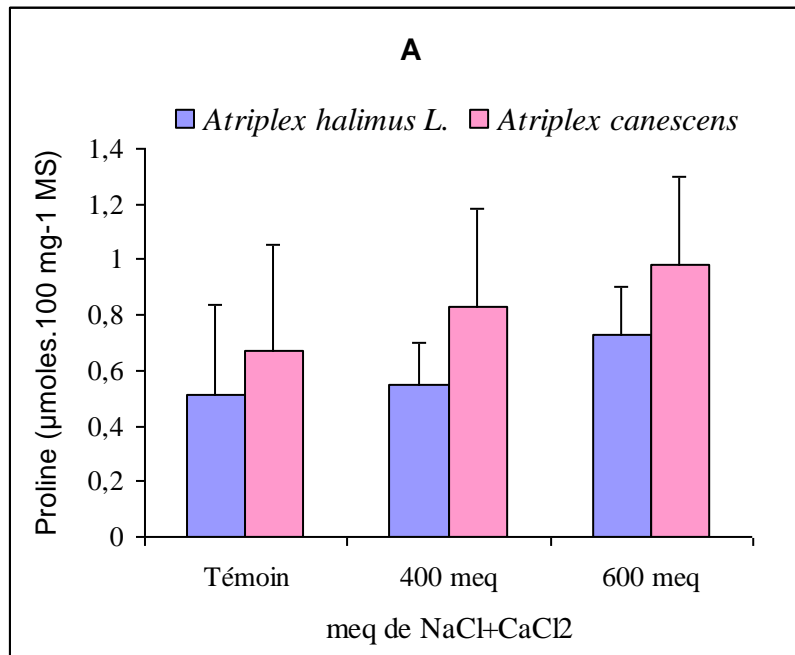


Figure 12(A et B) - Teneurs comparées en proline dans les tiges (A) et les racines (B) d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au $\text{NaCl} + \text{CaCl}_2$.

3.1.4. - Dans les racines

La figure 12B montre que la proline croît de teneurs dans l'ensemble du système racinaire des plantes d'*Atriplex*. Nous remarquons également que cette évolution est plus importante dans les racines d'*Atriplex canescens* que celles d'*Atriplex halimus* L., quelque soit le traitement : 0,65 contre 0,25 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS au niveau des plantes témoins et 0,94 et 0,90 contre 0,42 et 0,66 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS respectivement pour *canescens* et *halimus* L. sous les deux milieux à 400 et 600 meq de NaCl+ CaCl₂.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 16), montre que le traitement aux sels combinés agit significativement en provoquant une augmentation de la proline dans les racines des plantes stressées, comparativement à celles des plantes témoins. En outre, la comparaison verticale indique une différence significative au niveau des plantes témoins et celles stressées.

Tableau 16 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) dans les racines d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m± σ |
|----------------------------|------------------------|--------------------------|--------------------------|-------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,25± 0,13 | 0,42± 0,15 S | 0,66± 0,18 S | 0,44± 0,21 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,65± 0,21 S | 0,94± 0,11 S S | 0,90± 0,29 S S | 0,83± 0,16 |
| m± σ | 0,45± 0,28 | 0,68± 0,37 | 0,78± 0,17 | |

3.2. - Plantes stressées à l'eau de mer

3.2.1. - Dans les feuilles apicales

La figure 13A décrit une augmentation de la proline dans le même ordre de grandeur, dans les feuilles apicales des plantes d'*Atriplex* témoins. Dès que les plantes sont nourries à la solution saline d'eau de mer diluée de moitié (50%) et sans dilution (100%), l'accumulation de cet acide aminé est plus importante dans les feuilles apicales d'*Atriplex halimus* L. que celles de l'*Atriplex canescens*.

L'analyse statistique (Tableau 17) effectuée horizontalement indique que la salinité de l'eau de mer agit significativement sur l'accumulation de la proline dans les feuilles apicales des plantes d'*Atriplex* traitées, comparativement aux plantes témoins. Verticalement, l'accumulation de cet acide aminé est significativement supérieure dans les feuilles apicales des plantes d'*Atriplex halimus* L. sous le traitement à l'eau de mer pure, contrairement au traitement précédent où cet enrichissement a été non significatif.

Tableau 17 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles apicales d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | $m \pm \sigma$ |
|----------------------------|------------------|--------------------|-------------------|----------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,53± 0,13 | 1,07± 0,30 S | 1,72± 0,60 S | 1,11± 0,60 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,54± 0,15 NS | 0,96± 0,35 S NS | 1,08± 0,37 S S | 0,86± 0,28 |
| $m \pm \sigma$ | 0,54± 0,01 | 1,02± 0,08 | 1,40± 0,45 | |

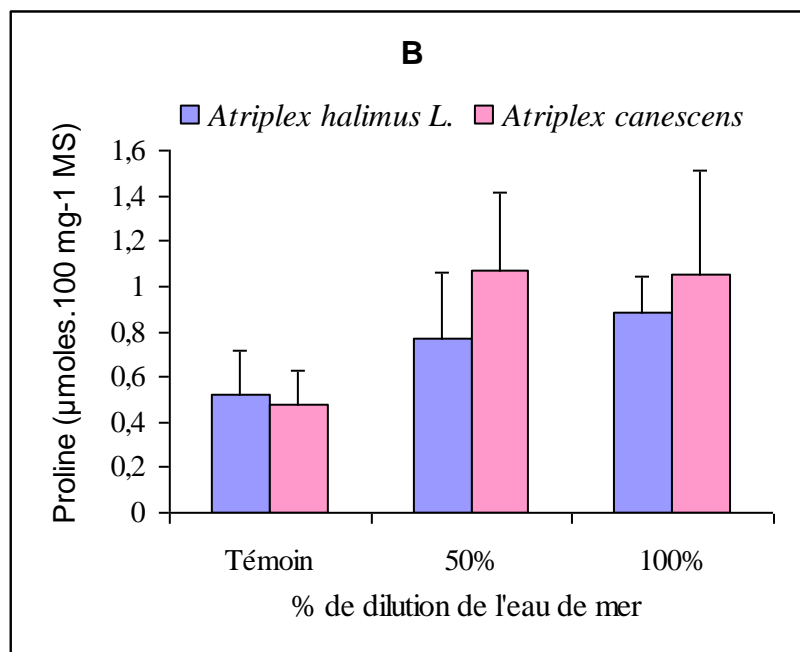
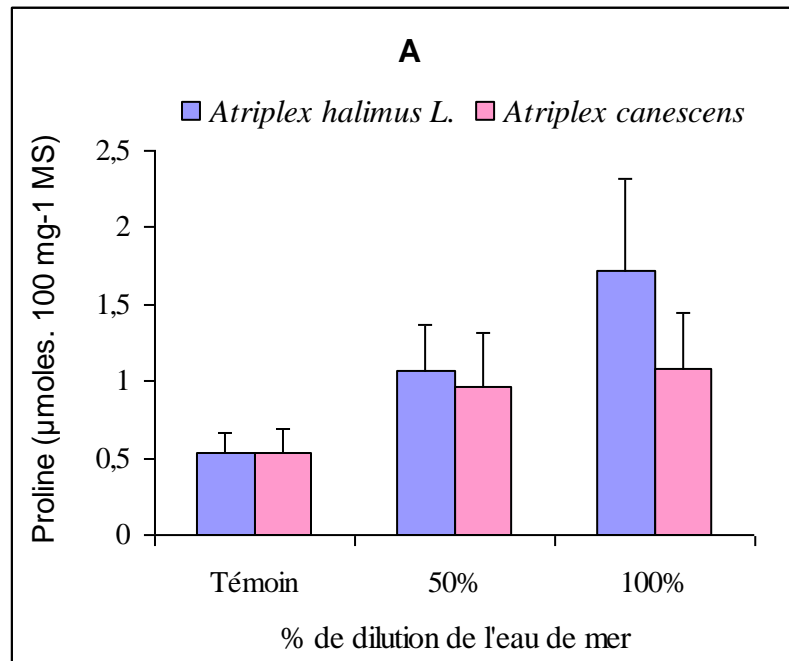


Figure 13 (A et B) - Teneurs comparées en proline dans les feuilles apicales (A) et les feuilles basales (B) d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

3.2.2. - Dans les feuilles basales

Les résultats de la figure 13B montrent que la proline s'accumule beaucoup plus dans les feuilles basales d'*Atriplex halimus* L. que chez celles d'*Atriplex canescens* en conditions de traitement à la solution nutritive. Bien au contraire, en conditions de traitement salin, l'acide aminé évolue avec des teneurs identiques dans les feuilles basales d'*Atriplex canescens* alimentées entièrement à l'eau de mer et diluée de moitié 1,05 et 1,07 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS respectivement. Mais, ces teneurs restent supérieures à celles enregistrées chez *Atriplex halimus* L. où le taux d'augmentation atteint 19,31% et 38,96% respectivement sous les deux milieux.

L'analyse statistique horizontale du tableau 18, montre que la salinité de l'eau de mer agit significativement en provoquant une importante augmentation de la proline dans les feuilles basales des plantes stressées, comparées aux plantes témoins. En outre, la comparaison verticale montre que les feuilles basales d'*Atriplex canescens* sont significativement plus riches en proline que celles d'*Atriplex halimus* L. à 50% de salinité contrairement à celles traitées à l'eau de mer 100% où la différence enregistrée est non significative.

Tableau 18 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) dans les feuilles basales d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m± σ |
|----------------------------|------------------|--------------|--------------------|-------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,52± 0,20 | 0,77± 0,29 S | 0,88± 0,16 S | 0,72± 0,18 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,48± 0,15 NS | 1,07± 0,34 S | 1,05± 0,46 S NS | 0,87± 0,34 |
| m± σ | 0,50± 0,03 | 0,92± 0,21 | 0,97± 0,12 | |

3.2.3. - Dans les tiges

Les résultats de la figure 14A montrent, que la proline s'accumule rapidement dans les tiges des plantes d'*Atriplex canescens* avec la concentration croissante du milieu en eau de mer et que les teneurs enregistrées 1,03 et 1,26 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS sont nettement supérieures à celles des plantes d'*Atriplex halimus* L. 0,48 et 0,64 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS dans les conditions du traitement sans sels ou en présence de sels.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 19) montre, un effet non significatif de l'eau de mer sur l'accumulation de la proline dans les tiges d'*Atriplex halimus* L. par rapport aux plantes témoins, contre un effet significatif chez celles d'*Atriplex canescens*.

La comparaison verticale indique une différence significative dans la richesse en proline en faveur des tiges d'*Atriplex canescens* par rapport à celles d'*Atriplex halimus* L. seulement sous le traitement à 50% et 100% d'eau de mer.

Tableau 19 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) dans les tiges d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m \pm σ |
|----------------------------|-----------------------|------------------------|------------------------|------------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,51 \pm 0,33 | 0,48 \pm 0,16 NS | 0,64 \pm 0,13 NS | 0,54 \pm 0,09 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,67 \pm 0,38 NS | 1,03 \pm 0,41 S S | 1,26 \pm 0,16 S S | 0,99 \pm 0,30 |
| m \pm σ | 0,59 \pm 0,11 | 0,76 \pm 0,39 | 0,95 \pm 0,44 | |

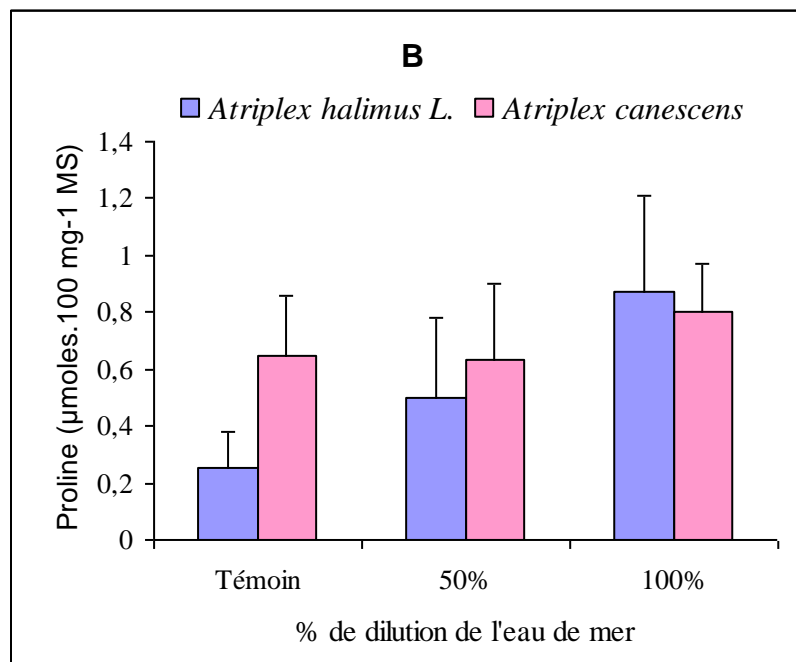
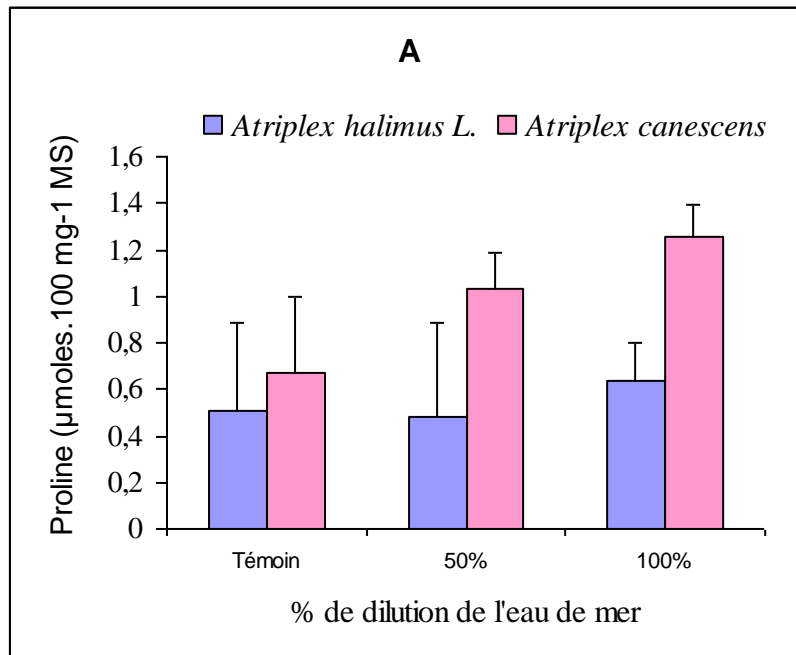


Figure 14 (A et B) - Teneurs comparées en proline dans les tiges (A) et les racines (B) d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

3.2.4. - Dans les racines

Les résultats traduits par la figure 14B, montrent que l'accumulation du composé azoté augmente chez les deux espèces au fur et à mesure que la concentration de l'eau de mer augmente. Mais, les teneurs de ce composé dans les racines d'*Atriplex canescens* sont supérieures à celles d'*Atriplex halimus* L. au niveau des plantes témoins et celles traitées à 50% d'eau de mer. Ce rythme n'est pas suivi à 100% d'eau de mer ; où l'accumulation devient sensiblement élevée dans les racines d'*Atriplex halimus* L. par rapport à celles d'*Atriplex canescens* 0,87 contre 0,80 $\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$.

L'analyse statistique horizontale du tableau 20, montre que l'effet traitement eau de mer sur les variations des teneurs en proline n'est pas significatif au niveau des racines d'*Atriplex canescens* par contre il est significatif dans celles de l'*Atriplex halimus* L.

L'analyse verticale montre une différence significative seulement au niveau des plantes témoins.

Tableau 20 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en proline ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les racines d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m \pm σ |
|----------------------------|----------------------|--------------------------|--------------------------|------------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 0,25 \pm 0,13 | 0,50 \pm 0,28 S | 0,87 \pm 0,34 S | 0,54 \pm 0,31 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 0,65 \pm 0,21 S | 0,63 \pm 0,27 NS NS | 0,80 \pm 0,17 NS NS | 0,69 \pm 0,09 |
| m \pm σ | 0,45 \pm 0,28 | 0,57 \pm 0,09 | 0,84 \pm 0,05 | |

II. - Variations des teneurs en sucres solubles dans les plantes

1. - Action du NaCl+ CaCl₂ sur la teneur en sucres solubles

Les résultats de la figure 15A montrent les variations en sucres solubles analysés dans les feuilles et les tiges de plantes d'*Atriplex halimus* L. En effet, nous remarquons que les composés glucidiques se concentrent plus dans les feuilles que dans les tiges aussi bien chez les plantes témoins que celles traitées aux différentes concentrations en sels combinés. Les teneurs en sucres solubles enregistrées dans les feuilles sont plus élevées lorsque les plantes sont traitées à 600 meq par rapport à celles des témoins avec une augmentation de 39,85%. Par contre chez les plantes traitées à 400 meq, cette teneur diminue légèrement et se rapproche de celles des témoins 9,11 contre 9,91 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS.

Au niveau des tiges, les sucres solubles s'accumulent et évoluent progressivement avec la concentration en sels. Les teneurs passent de 4,20 chez les témoins à 7,45 et 9,31 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ de MS respectivement chez celles traitées à 400 et 600 meq de sels.

Les données de l'analyse statistique horizontale du tableau 21, montrent que, les sucres solubles s'accumulent significativement dans les feuilles et les tiges des plantes stressées aux sels combinés, à l'exception des feuilles des plantes traitées à 400 meq où, il semble que la salinité du milieu n'influe pas sur le comportement glucidique si l'on a réfère aux plantes non stressées (9,11 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS presque identique avec les témoins).

La comparaison verticale, indique une importante richesse des feuilles en sucres solubles dans les conditions normales et à 600 meq de sels, comparées aux tiges.

Tableau 21 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) des feuilles et des tiges d'*Atriplex halimus* L. âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m \pm σ |
|------------------|-----------------------------|--------------------------------|-------------------------------|------------------|
| Feuilles | 9,91 \pm 2,63 | 9,11 \pm 3,86 NS | 13,86 \pm 3,51 S | 10,96 \pm 2,54 |
| Tiges | 4,20 \pm 2,66 S | 7,45 \pm 3,69 S NS | 9,31 \pm 2,67 S S | 6,99 \pm 2,59 |
| m \pm σ | 7,06 \pm 4,04 | 8,28 \pm 1,17 | 11,59 \pm 3,22 | |

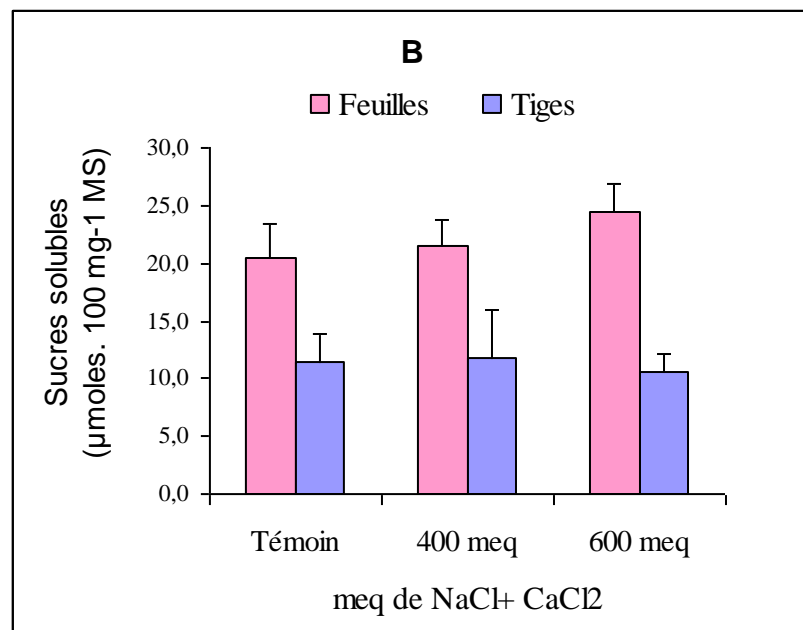
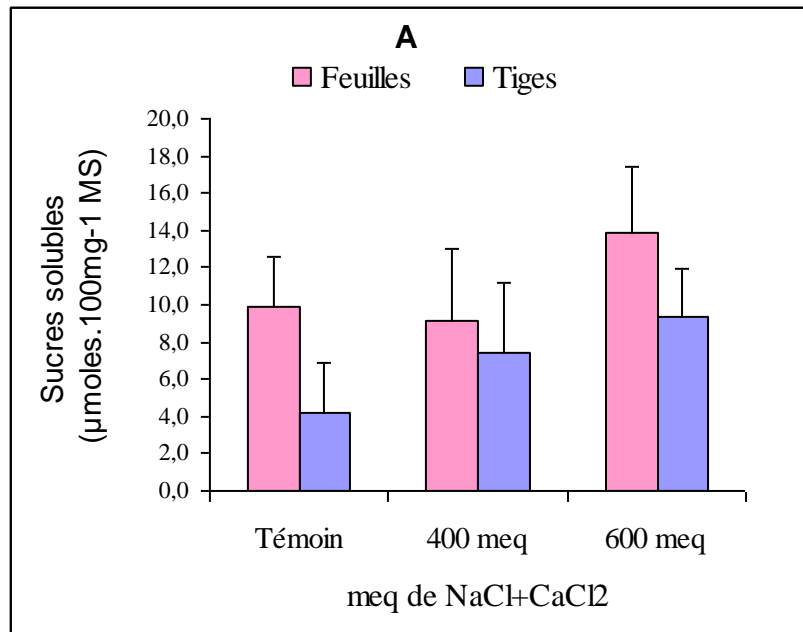


Figure 15 (A et B) - Teneurs en sucres solubles des feuilles et des tiges d'*Atriplex halimus* L. (A) et d'*Atriplex canescens* (B) âgées de 120 jours et stressées au $\text{NaCl} + \text{CaCl}_2$.

S : effet significatif du traitement aux sels sur les teneurs en sucres solubles par rapport aux plantes témoins dans le même organe (comparaison horizontale).

S : effet significatif de l'organe sur les teneurs en sucres solubles par rapport aux feuilles sous chaque traitement (comparaison verticale).

NS : effet non significatif.

Chez les plantes d'*Atriplex canescens* (Figure 15B), les résultats montrent aussi l'évolution de la teneur en sucres solubles dans les organes avec l'augmentation de la salinité du milieu. L'accumulation des sucres solubles est beaucoup plus importante dans les feuilles que dans les tiges malgré l'absence de grandes variations dans les teneurs obtenues. En effet, les teneurs passent de 20,45 à 21,5 et 24,39 $\mu\text{moles}\cdot 100\text{ mg}^{-1}\text{ MS}$ respectivement pour les feuilles témoins et celles arrosés à 400 et 600 meq de sels.

Dans les tiges, les teneurs de ces composés carbonyliques sont sensiblement identiques chez les plantes témoins et celles traitées à 400 meq de sels 11,74 contre 11,53 $\mu\text{moles}\cdot 100\text{ mg}^{-1}\text{ MS}$, puis chutent à 10,59 $\mu\text{moles}\cdot 100\text{ mg}^{-1}\text{ MS}$ dès que les plantes reçoivent la solution à 600 meq de sels. D'une manière générale, les teneurs en sucres solubles baissent à peu près de moitié en allant des feuilles vers les tiges aussi bien pour les témoins que pour les plantes traitées au NaCl+ CaCl₂.

L'analyse statistique (Tableau 22) indique que l'effet de la salinité sur l'accumulation des sucres solubles dans le système aérien n'est pas significatif, exception faite pour les feuilles traitées à 600 meq de sels où l'accumulation devient plus importante avec une augmentation de 19,26% par rapport aux témoins.

L'analyse verticale indique, que les feuilles sont significativement plus riches en sucres solubles par rapport aux tiges, quelque soit le traitement.

Tableau 22 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles}\cdot 100\text{ mg}^{-1}\text{ MS}$) des feuilles et des tiges d'*Atriplex canescens* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m \pm σ |
|------------------|------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|------------------|
| Feuilles | 20,45 \pm 3,00 | 21,50 \pm 2,21 NS | 24,39 \pm 2,47 S | 22,11 \pm 2,04 |
| Tiges | 11,53 \pm 2,41 S | 11,74 \pm 4,22 NS S | 10,59 \pm 1,52 NS S | 11,29 \pm 0,61 |
| m \pm σ | 15,99 \pm 6,31 | 16,62 \pm 6,90 | 17,49 \pm 9,76 | |

2. - Action de l'eau de mer sur la teneur en sucres solubles

La figure 16A caractérise l'accumulation des sucres solubles dans les organes aériens des plantes d'*Atriplex halimus* L. stressées à la salinité croissante d'eau de mer. Elle montre que ces teneurs sont plus élevées dans les feuilles que dans les tiges au niveau des plantes témoins et celles traitées entièrement à l'eau de mer (100%). Cependant, le phénomène inverse est observé sous le traitement à 50% d'eau de mer. En effet, les teneurs des composés glucidiques au niveau des feuilles, chutent à 8,02 contre 9,91 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ de MS par rapport à celles des plantes témoins et que ces teneurs sont maintenues plus faibles comparativement à celles enregistrées au niveau des tiges sous le même milieu 8,02 contre 11,11 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS.

L'analyse statistique horizontale (Tableau 23) indique, une différence significative de l'accumulation des sucres solubles dans les tiges des plantes stressées aux différentes concentrations en sels et les feuilles des plantes soumises à l'eau de mer non diluée par rapport aux même organes des témoins.

L'analyse statistique verticale signale que les feuilles des plantes nourries à la solution nutritive et celles traitées à l'eau de mer non diluée sont significativement riches en sucres solubles. A 50% d'eau de mer, ces composés carbonyliques deviennent significativement plus élevés dans les tiges.

Tableau 23 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) des feuilles et des tiges d'*Atriplex halimus* L. âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m \pm σ |
|------------------|----------------------|--------------------|--------------------|------------------|
| Feuilles | 9,91 \pm 2,63 | 8,02 \pm 2,69 NS | 11,90 \pm 1,88 S | 9,94 \pm 1,94 |
| Tiges | 4,20 \pm 2,66 S | 11,11 \pm 2,32 S | 7,63 \pm 2,04 S | 7,65 \pm 3,46 |
| m \pm σ | 7,06 \pm 4,04 | 9,57 \pm 2,18 | 9,77 \pm 3,02 | |

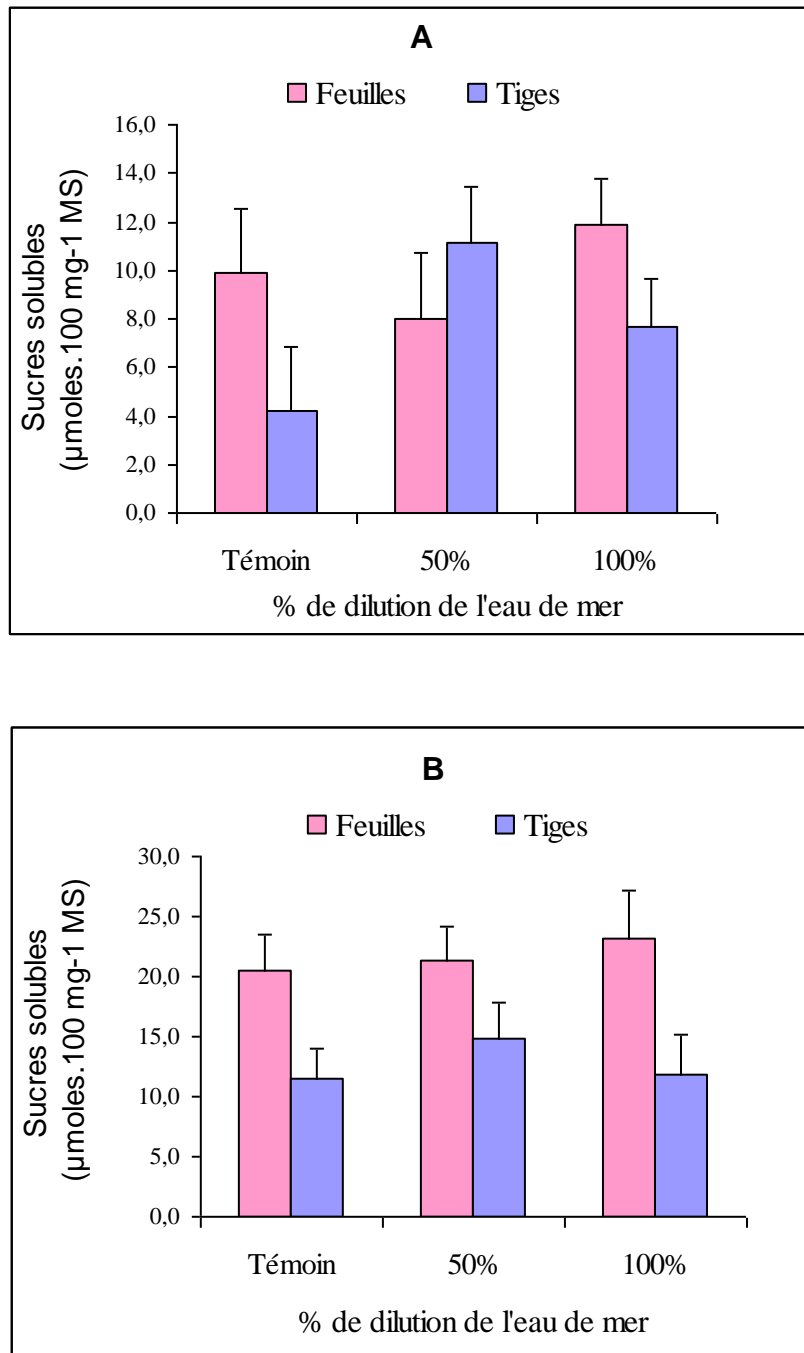


Figure 16 (A et B) - Teneurs en sucres solubles des feuilles et des tiges d'*Atriplex halimus* L. (A) et d'*Atriplex canescens* (B) âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

Les analyses effectuées chez les plantes d'*Atriplex canescens* sont représentées dans la figure 16B, qui montrent une accumulation plus importante des composés glucidiques dans les feuilles que dans les tiges avec tous les traitements, aussi bien chez les plantes témoins que celles stressées. Les teneurs en sucres solubles augmentent lentement en allant des témoins vers les plantes stressées à l'eau de mer. Les teneurs les plus élevées sont enregistrées au niveau des feuilles des plantes alimentées entièrement à l'eau de mer $23,11 \mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$, alors que celles des tiges sont identiques aux témoins $11,86$ par rapport à $11,53 \mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$. L'accumulation des sucres solubles migre toujours des feuilles vers les tiges aussi bien pour les témoins que celles traitées.

Les données de l'analyse statistique horizontale du tableau 24, montrent que l'effet salinité eau de mer sur l'accumulation des composés carbonyliques dans les organes aériens des plantes d'*Atriplex canescens* n'est pas significatif à l'exception des tiges des plantes stressées à 50% l'eau de mer. En outre, la comparaison verticale, montre que les feuilles sont significativement plus riches en sucres solubles que les tiges, quelque soit le traitement.

Tableau 24 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs en sucres solubles ($\mu\text{moles} \cdot 100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) des feuilles et des tiges d'*Atriplex canescens* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | $m \pm \sigma$ |
|----------------|------------------------------|---------------------------|---------------------|------------------|
| Feuilles | $20,45 \pm 3,00$ | $21,37 \pm 2,74$ NS | $23,11 \pm 4,05$ NS | $21,64 \pm 1,35$ |
| Tiges | $11,53 \pm 2,41$ S | $14,91 \pm 2,93$ S | $11,86 \pm 3,29$ NS | $12,77 \pm 1,86$ |
| $m \pm \sigma$ | $15,99 \pm 6,31$ | $18,14 \pm 4,57$ | $17,49 \pm 7,95$ | |

3. - Etude comparative des teneurs en sucres solubles dans les différents organes et selon la nature du stress salin

3.1. - Plantes stressées au NaCl+ CaCl₂

3.1.1. - Dans les Feuilles

La figure 17A montre que, l'accumulation des sucres solubles augmente avec la salinité du milieu de culture dans les feuilles des deux espèces d'*Atriplex* et que les teneurs enregistrées dans les feuilles d'*Atriplex canescens* sont nettement supérieures à celles de l'*Atriplex halimus* L. quelque soit la concentration du milieu en sels.

L'analyse statistique horizontale du tableau 25, montre que l'effet salinité à 600 meq agit significativement sur l'accumulation des sucres solubles dans les feuilles des deux espèces, par contre le traitement à 400 meq n'est pas significatif.

La comparaison verticale montre, que les feuilles d'*Atriplex canescens* sont significativement riches en sucres solubles comparées à celles d'*Atriplex halimus* L.

Tableau 25 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.}100 \text{ mg}^{-1} \text{ MS}$) dans les feuilles d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m± σ |
|----------------------------|-------------------------|----------------------------|---------------------------|-------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 9,91± 2,63 | 9,11± 3,86 NS | 13,86± 3,51 S | 10,96± 2,54 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 20,45± 3,00 S | 21,50± 2,21 NS S | 24,39± 2,47 S S | 22,11± 2,04 |
| m± σ | 15,18± 7,45 | 15,31± 8,76 | 19,13± 7,45 | |

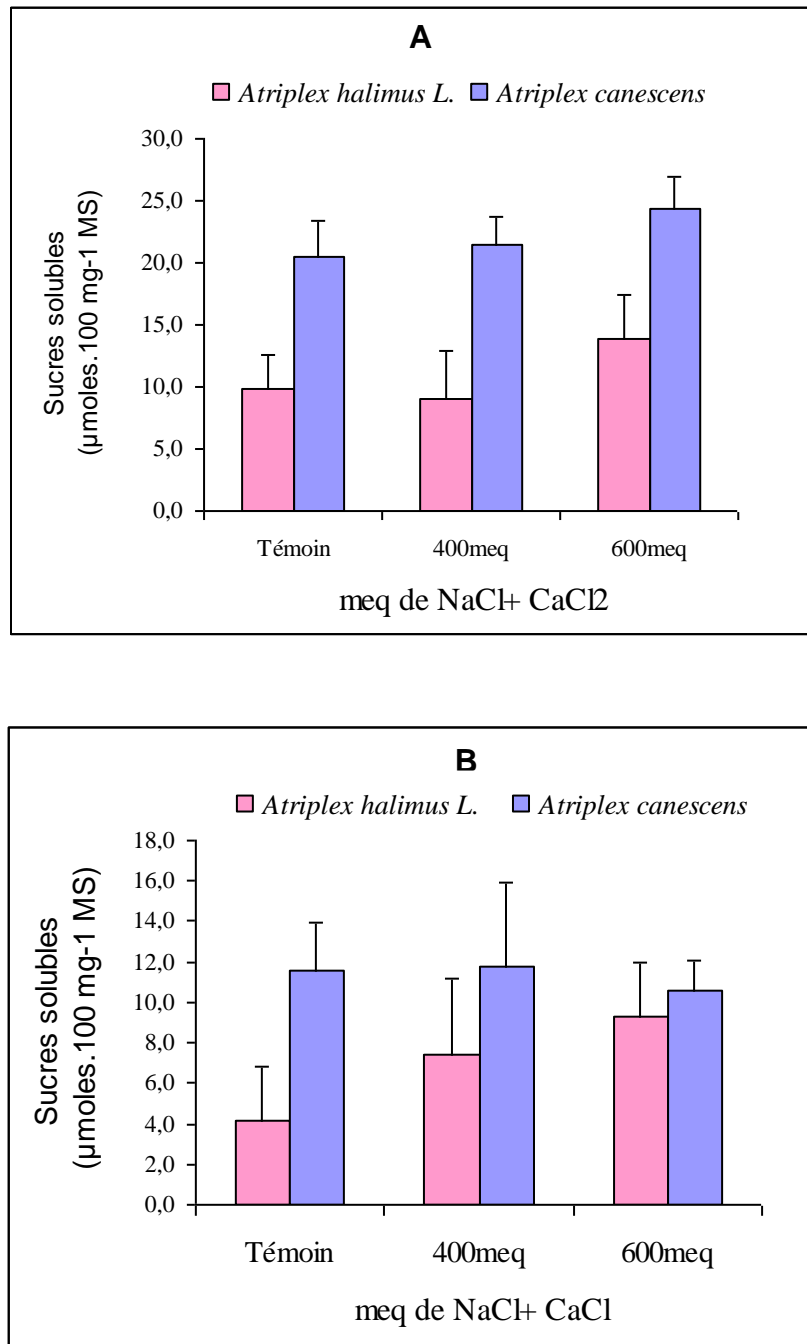


Figure 17 (A et B) - Teneurs comparées en sucres solubles dans les feuilles (A) et les tiges (B) d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

3.1.2. - Dans les tiges

La figure 17B décrit une augmentation progressive des composés glucidiques dans les tiges d'*Atriplex halimus* L. avec la concentration du milieu en sels combinés. En effet, les teneurs passent de 4,20 chez les témoins à 7,45 et 9,31 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS respectivement chez celles traitées à 400 et 600 meq de sels. Au contraire, les teneurs en composés glucidiques au niveau des tiges d'*Atriplex canescens* traitées à 400 meq sont identiques à celles des témoins, puis chutent à 10,59 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS sous le traitement le plus concentré d'une part et d'autre part, il faut noter que l'accumulation des sucres solubles est beaucoup moins élevée dans les tiges d'*Atriplex halimus* L. que celles de *canescens* aussi bien chez les plantes témoins que celles traitées aux sels.

Selon l'analyse statistique (Tableau 26), le comportement glucidique exprime une différence significative dans les tiges d'*Atriplex halimus* L. lorsque les plantes sont stressées aux différentes concentrations de NaCl+ CaCl₂, contrairement à celles d'*Atriplex canescens* où la contrainte saline ne produit aucun effet significatif.

En outre, la différence enregistrée entre les deux espèces est significativement élevée chez l'*Atriplex canescens* au niveau des plantes témoins et celles traitées à 400 meq.

Tableau 26 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) dans les tiges d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées au NaCl+ CaCl₂.

| | Témoin | 400 meq | 600 meq | m± σ |
|----------------------------|---------------|----------------|----------------|-------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 4,20± 2,66 | 7,45± 3,69 S | 9,31± 2,67 S | 6,99± 2,59 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 11,53± 2,41 S | 11,74± 4,22 NS | 10,59± 1,52 NS | 11,29± 0,61 |
| m± σ | 7,87± 5,18 | 9,60± 3,03 | 9,95± 0,91 | |

3.2. - Plantes stressées à l'eau de mer

3.2.1. - Dans les Feuilles

Les résultats de la figure 18A, indiquent que les sucres solubles s'accumulent lentement dans les feuilles d'*Atriplex canescens* au fur et à mesure que la salinité augmente. Ainsi, les valeurs passent de 20,45 chez le témoin à 21,37 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ de MS (50% de dilution) puis 23,11 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ de MS (100% d'eau de mer). Tandis que chez l'*Atriplex halimus* L. ce composé glucidique diminue à 8,02 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS dans le traitement le moins concentré, puis s'élève à 11,90 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS sous le traitement le plus concentré. Nous remarquons que ces teneurs représentent presque la moitié de celles enregistrées chez l'*Atriplex canescens*.

D'après les données statistiques du tableau 27, l'effet salinité n'est pas significatif sur l'accumulation des sucres solubles dans les feuilles des plantes d'*Atriplex* ; sauf pour celles d'*Atriplex halimus* L. traitées à l'eau de mer pure où la teneur enregistrée est significativement supérieure à celle du témoin.

La comparaison verticale, montre que les sucres solubles sont significativement élevés dans les feuilles d'*Atriplex canescens* par rapport à celles d'*Atriplex halimus* L., quelque soit le traitement.

Tableau 27 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) dans les feuilles d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m \pm σ |
|----------------------------|------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|------------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 9,91 \pm 2,63 | 8,02 \pm 2,69 NS | 11,90 \pm 1,88 S | 9,94 \pm 1,94 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 20,45 \pm 3,00 S | 21,37 \pm 2,74 NS S | 23,11 \pm 4,05 NS S | 21,64 \pm 1,35 |
| m \pm σ | 15,18 \pm 7,45 | 14,70 \pm 9,44 | 17,51 \pm 7,93 | |

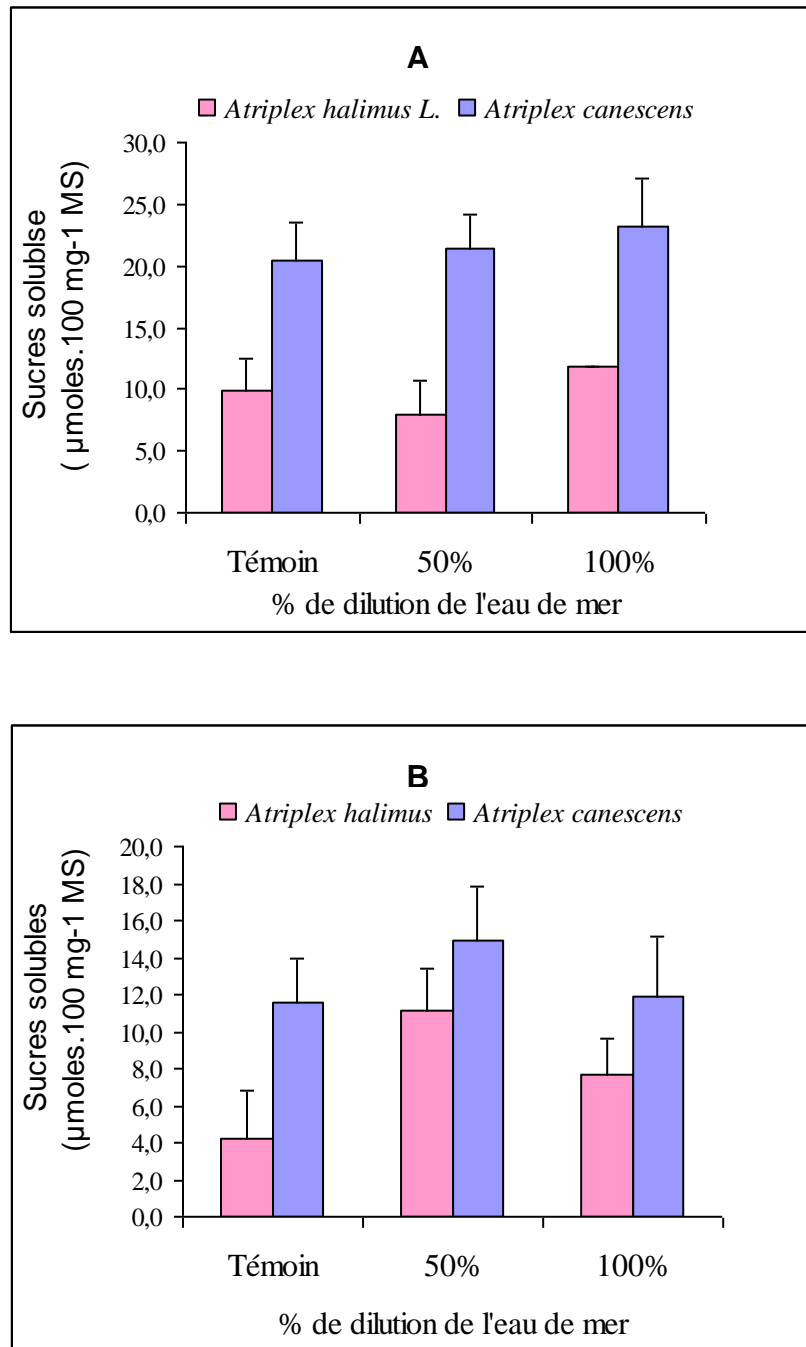


Figure 18 (A et B) - Teneurs comparées en sucres solubles dans les feuilles (A) et les tiges (B) d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

3.2.2. - Dans les tiges

La figure 18B, montre les variations de l'accumulation des sucres solubles dans les tiges des plantes d'*Atriplex* avec la concentration du milieu en sels. En effet, l'accumulation la plus importante se produit dans les tiges des deux espèces d'*Atriplex* stressées à 50% d'eau de mer, avec une intensité plus élevée chez celles de l'*Atriplex canescens* que celles de l'*Atriplex halimus* L. Dans le milieu le plus concentré, l'accumulation devient moins importante 7,03 et 11,86 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS respectivement pour l'*Atriplex halimus* L. et *canescens* mais reste supérieure chez ce dernier par rapport au premier.

Selon le tableau 28, l'analyse statistique indique que le traitement à 50% d'eau de mer agit significativement en augmentant les sucres solubles dans les tiges aussi bien pour l'*Atriplex halimus* L. que celles de *canescens*. Par contre le traitement à l'eau de mer pure n'a agit que sur les tiges de l'*Atriplex halimus* L.

La comparaison verticale, montre que les sucres solubles sont significativement élevés dans les tiges d'*Atriplex canescens* par rapport à celles d'*Atriplex halimus* L., quelque soit le traitement.

Tableau 28 - Test statistique de signification de Fischer (à $\alpha = 5\%$) des teneurs comparées en sucres solubles ($\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS) dans les tiges d'*Atriplex* âgées de 120 jours et stressées à l'eau de mer.

| | Témoin | 50% | 100% | m \pm σ |
|----------------------------|------------------------------|--------------------------------|---------------------------------|------------------|
| <i>Atriplex halimus</i> L. | 4,20 \pm 2,66 | 11,11 \pm 2,32 S | 7,63 \pm 2,04 S | 7,65 \pm 3,46 |
| <i>Atriplex canescens</i> | 11,53 \pm 2,41 S | 14,91 \pm 2,93 S S | 11,86 \pm 3,29 NS S | 12,77 \pm 1,86 |
| m \pm σ | 7,87 \pm 5,18 | 13,01 \pm 2,69 | 9,75 \pm 2,99 | |

III. - Discussion

La réponse biochimique, analysée à travers l'expression de l'accumulation des solutés organiques (la proline pour les composés azotés et les sucres solubles pour les composés carbonyliques), des deux espèces d'*Atriplex* : *Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. sous stress salin au NaCl+ CaCl₂ à 400 et 600 meq et à l'eau de mer diluée de moitié 50% et sans dilution 100 % montrent que les plantes accumulent ces composés dans les différents organes (feuilles, tiges et racines). Cette accumulation des solutés organiques varie d'un organe à un autre, d'une espèce à l'autre, selon la nature et l'intensité du stress.

Les données expérimentales que nous venons d'énumérer ont permis de mettre en évidence le caractère halophile des deux espèces d'*Atriplex*, cultivées sous stress salin, qui expriment leur capacité à synthétiser de la proline et des sucres solubles.

L'accumulation de la proline a été trouvée chez de nombreuses espèces et dans différentes situations de stress au déficit hydrique, SLAMA et al (2004) chez *Sesuvium portulacastrum* et à la salinité, BIDAI (2001) chez *Atriplex halimus* L. Cette aptitude des plantes à la synthèse et à l'accumulation de la proline n'est pas spécifique seulement aux halophytes (HIGAZY et al., 1995), elle l'est aussi pour de nombreuses glycophytes, telles que la tomate (HERNANDEZ et al., 2000), l'orge (HASSANI et al., 2008) et le blé dur (ZERRAD et al., 2006).

Nos résultats montrent que, l'accumulation de la proline diffère d'un étage foliaire à un autre, selon l'organe de la plante, selon l'espèce et le traitement salin.

Au niveau foliaire, la proline évolue en augmentant davantage vers l'étage foliaire supérieur que celui de la base avec la concentration en sel des plantes d'*Atriplex halimus* L. stressées au NaCl+ CaCl₂ à 400 et 600 meq ou à l'eau de mer diluée de moitié 50% et sans dilution 100%. Chez les plantes témoins, l'acide aminé se répartit d'une manière équilibrée dans les feuilles apicales et basales.

Le stress salin sévère, amplifie davantage l'accumulation de la proline dans les feuilles apicales, atteignant pratiquement environ le double à 600 meq 0,94 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS et le triple à 100% d'eau de mer 1,72 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS par rapport aux témoins 0,53 $\mu\text{moles.100 mg}^{-1}$ MS.

Ces résultats sont en conformité avec les travaux de BIDAI (2001). En effet, chez l'*Atriplex halimus* L. stressé au NaCl+ CaCl₂ (400 et 600 meq) et à l'eau de mer (50 et 100%) la proline évolue en augmentant beaucoup plus vers les parties foliaires apicales que vers les

feuilles basales de la plante. OULD EL HADJ-KHELIL (2001), indique que chez des plantes de tomate soumises à un stress de 200 mM de NaCl, l'accumulation de la proline est plus importante dans les feuilles jeunes que les feuilles basales et que l'application d'un second traitement salin déclenche une nouvelle augmentation de l'acide aminé. Cette augmentation est d'autant plus élevée que les tissus foliaires sont jeunes et que la salinité est élevée.

Par contre MARTINEZ et al (2005) montrent que l'exposition des plantes d'*Atriplex halimus* L. à 50 mM de NaCl sous stress hydrique à 0 et 15% de PEG (polyéthylène glycol) induit une accumulation de la proline dans les feuilles âgées plutôt que les feuilles jeunes.

Les plantes d'*Atriplex canescens* répondent différemment à la salinité comparées aux plantes d'*Atriplex halimus* L., lorsque l'arrosage au NaCl+ CaCl₂ et à l'eau de mer diluée de moitié induit une accumulation de la proline dans le sens descendant de la plante vers les feuilles basales. Tandis que, lorsque les plantes sont alimentées entièrement à l'eau de mer, l'acide aminé se concentre de manière similaire dans les deux étages foliaires. Au niveau des plantes témoins, le composé azoté est important dans les feuilles apicales.

Ces résultats sont en accord avec les travaux de LACERDA et al (2001), qui ont constaté que l'exposition de deux génotypes de sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) l'une sensible et l'autre tolérante à 100 mM de NaCl, provoque une augmentation de la proline dans toutes les parties des plantes des deux génotypes et plus particulièrement dans les feuilles les plus âgées : 3^{ème} et 4^{ème} feuilles à partir de l'apex.

L'accumulation de la proline dans les feuilles basales peut résulter de la forte accumulation des sels dans ces dernières. OULD EL HADJ-KHELIL (2001), rapporte que les feuilles basales les plus âgées participent à la séquestration du Na⁺ en excès, ceci s'opère au bénéfice des feuilles jeunes en croissance, qui semblent alors se trouver protégées du Na⁺ en excès. HUBER (1974), a montré que le sel inhibe le catabolisme de l'acide aminé au niveau de la proDH, enzyme impliquée dans la dégradation de la proline. Elle pourrait aussi correspondre à la stimulation de sa synthèse. En effet, HU et al (1992) affirment que chez *Vigna aconitifolia*, un gène codant pour la P5CS est fortement exprimé au niveau des feuilles et des racines des plantes traitées à 200 mM de NaCl.

Au niveau des organes, chez les plantes d'*Atriplex halimus* L. l'accumulation de la proline se fait dans le sens racines, tiges et feuilles aussi bien chez les plantes témoins que celles stressées aux sels combinés.

Dans les tissus foliaires, l'acide aminé se concentre préférentiellement dans les feuilles apicales à des teneurs significativement élevées, lorsque la salinité du milieu en NaCl+ CaCl₂ et à l'eau de mer augmente.

Au niveau des tiges, cet acide aminé augmente d'une manière lente en fonction de la concentration du milieu aux différents traitements salins. Cette accumulation progresse significativement avec la concentration en sels dans les racines.

Pour les plantes d'*Atriplex canescens*, la proline s'accumule dans les feuilles notamment dans l'étage basal sous les traitements à 400 meq de sels et à 50% d'eau de mer. Alors que, sous stress sévère (à 600 meq de sels et à 100% d'eau de mer), cette accumulation devient importante dans les tiges.

Dans les racines, les teneurs de la proline augmentent sous le traitement aux sels combinés et à 100% d'eau de mer. Alors que, sous le traitement à 50% d'eau de mer, ces teneurs diminuent.

Les variations dans l'accumulation de la proline en fonction de l'organe, de la nature et de l'intensité du stress, observées chez les deux espèces d'*Atriplex* expérimentées, traduisent dans nos conditions expérimentales une aptitude à la résistance des seuils de concentrations salins des milieux de culture.

Nos résultats confirment l'évolution de cet acide aminé différemment dans les organes des plantes d'*Atriplex halimus* L. et de l'*Atriplex canescens* et cela en fonctions de la concentration du milieu en sels. De nombreux travaux signalent que la proline migre vers les feuilles pour s'y localiser sous contrainte saline comme chez l'*Atriplex halimus* L. (BIDAI, 2001), l'orge (ALEM et AMRI, 2005) et le trèfle d'Alexandrie (BEN KHALED et al., 2003). Cependant pour d'autres espèces, la proline se localiserait dans les tiges, comme chez *Retama retam* (IGHIL HARIZ, 1990) et dans les racines, chez le maïs (RODRIGUEZ et al., 1997).

Cette variation dans l'accumulation de la proline observée sur l'*Atriplex halimus* L. et l'*Atriplex canescens* expérimentées serait due à une compartimentation de l'acide aminé, d'où l'expression de sites de résistance de la plante à la contrainte saline (BELKHODJA et BENKABLIA, 2000). En outre, le transport de cet acide aminé de la source (lieu de synthèse) au site de résistance apparaît comme un paramètre important dans l'acquisition de la résistance des plantes à la salinité (PAQUIN, 1986). Généralement, le rôle attribué à la proline dans la réponse des plantes aux stress, reste parfois controversé : pour QIAN et al (2001), son accumulation contribue à l'acquisition de cette résistance grâce à l'ajustement osmotique dont la proline est responsable. Elle pourrait, également, intervenir dans la

régulation du pH cytoplasmique (DENDEN *et al.*, 2005) ou 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).

Concernant les sucres solubles

D'après les résultats obtenus sur l'évolution des sucres solubles dans la partie aérienne (feuilles et tiges) des plantes d'*Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens*, il ressort que ces composés glucidiques ont aussi connu une augmentation de la concentration en réponse au stress salin pour les deux espèces.

L'accumulation des sucres solubles dans les tissus foliaires des plantes d'*Atriplex halimus* L. est plus importante que dans les tiges sous les conditions normales ou sous stress salin aux sels combinés et à l'eau de mer pure. Alors qu'une diminution de cette accumulation se manifeste dans les feuilles sous le milieu à 50% d'eau de mer. Cette diminution peut être expliquée à la fois par l'utilisation des composés carbonyliques par les plantes pour leur survie en conditions difficiles ou par la mobilisation des organes sources (tissus foliaires) vers les tiges, l'orientation des composés glucidiques vers les tiges contribuerait au moins en partie à un maintien de l'augmentation de la croissance de ces dernières ainsi qu'à l'ajustement osmotique.

Pour les plantes d'*Atriplex canescens*, l'accumulation des sucres solubles se produit de manière importante dans les feuilles que dans les tiges sous les deux natures de sels. Dans les tiges, l'accumulation des sucres solubles est lente sous basse salinité, suivie d'une réduction lorsque le milieu devient plus concentré.

Des résultats comparables ont été rapportés par BENNABI (2005), qui a signalé une accumulation des sucres solubles au niveau des feuilles, supérieure aux tiges et aux racines, lorsque les plantes d'*Atriplex halimus* L. sont stressées à trois régimes de dilution d'eau de mer (25%, 50% et 100%) et par MEKLCHE *et al* (2003), qui ont mis en évidence une augmentation de la teneur en sucres solubles chez six variétés de blé dur en situation de contrainte hydrique. BEN KHALED *et al* (2003), qui ont également constaté que l'exposition des plantules de trèfle d'Alexandrie à 2, 4, 6 et 8 g.l⁻¹ de NaCl a induit une accumulation de sucres solubles dans les feuilles. Cette augmentation a atteint 37% à 4 g.l⁻¹ et 57% à 8 g.l⁻¹ de NaCl.

Ces résultats traduisent d'une part, la variabilité du métabolisme biochimique des deux halophytes d'*Atriplex* ; *halimus* L. et *canescens* sous stress salin et d'autre part, expriment leur capacité à synthétiser les sucres solubles et les accumuler dans des sites différents.

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 *Atriplex canescens* qui accumule plus de proline est aussi celle qui connaît la plus forte accumulation des sucres solubles et vis versa. Donc, l'accroissement des teneurs en proline, sous l'effet du traitement salin, est proportionnel à l'augmentation des teneurs en glucides solubles.

Ces résultats traduisent l'existence d'une connexion entre la voie de la biosynthèse de la proline et l'accumulation des sucres solubles, d'une façon générale ils pourraient fournir les précurseurs carbonés et l'énergie chimique nécessaire à la synthèse de la proline. L' α -cétoglutarate, intermédiaire de la voie respiratoire lors de l'oxydation du glucose, joue un rôle particulièrement important comme accepteur de groupement aminé de la glutamine, pour la conversion en glutamate. Celui-ci est le précurseur principal de la proline, lors d'une situation de stress (HOPKINS, 2003).

Conclusion

L'effet de la concentration croissante de NaCl+ CaCl₂ à 400 et 600 meq et à l'eau de mer diluée de moitié 50% et sans dilution 100 % sur les comportements biochimiques : proliniques et glucidiques d'*Atriplex halimus* L. et d'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. a été évalué à travers l'analyse des variations des teneurs en proline et en sucres solubles. Ces composés sont admis comme étant des marqueurs biochimiques de la résistance aux stress abiotiques. Les résultats obtenus conduisent aux principaux points suivants :

- La tolérance à la salinité des deux espèces d'*Atriplex* soumises aux stress salins, a été marquée par l'accumulation de la proline et de sucres solubles dans différents organes.
- L'accumulation de ces composés organiques au niveau des organes est donc un phénomène lié aux régimes salins et à l'espèce. L'étude a montré que les deux espèces étudiées ont utilisé la même stratégie de tolérance vis-à-vis du stress salin. Toutefois la différence réside au niveau des teneurs en composés de synthèse ainsi qu'au niveau des organes de compartimentation de ces marqueurs biochimiques (proline et sucres solubles) :
 - ✓ Au niveau foliaire, l'accumulation de la proline se manifeste davantage dans les feuilles apicales des plantes d'*Atriplex halimus* L. avec les traitements salins et dans les feuilles basales des plantes d'*Atriplex canescens* sous les milieux à 400 et 600 meq de sels combinés et à 50% d'eau de mer et se répartit d'une manière identique dans les deux parties foliaires sous le traitement à l'eau de mer pure.
 - ✓ A l'échelle de la plante entière, l'acide aminé se concentre plus dans les feuilles et notamment dans les feuilles apicales d'*Atriplex halimus* L. avec tous les traitements et dans les feuilles basales d'*Atriplex canescens* sous salinité modérée, par rapport aux tiges et aux racines. Sous les milieux les plus concentrés, la proline augmente dans les tiges.
 - ✓ L'accumulation des sucres solubles est importante dans les feuilles, soit pour les plantes d'*Atriplex canescens* avec tous les traitements salins ou pour l'*Atriplex halimus* L. stressées à 400 et 600 meq de sels et à l'eau de mer pure. A 50% d'eau de mer, ces composés glucidiques s'accumulent davantage dans les tiges.

- La variabilité inter espèce, révèle que les quantités accumulées semblent pouvoir être reliées au niveau de tolérance de l'espèce. Ainsi, l'*Atriplex canescens* serait plus tolérante que l'*Atriplex halimus* L.

Au terme de cette étude, il est possible d'orienter ces travaux vers d'autres axes pour apporter plus d'information sur la réponse des plantes à divers stress abiotiques pour une meilleure valorisation écologique et économique en vue de la lutte contre la désertification et la salinisation :

- Procéder à l'étude du bilan minéral (Na^+ , K^+ , Ca^{++}) chez les halophytes pour mettre en évidence la participation des cations, en particulier Na^+ dans la biosynthèse de la proline.
- Procéder à l'application de traitements salins continus et discontinus pour identifier les comportements biochimiques de la plante durant la phase de récupération (absence de sels) et comparer l'intensité de la réponse aux divers traitements.
- Procéder à des analyses des glutamate, α -cétoglutarate, glutamate synthétase, sucres solubles et proline afin établir la ou les relations pouvant exister entre le métabolisme glucidique et celui de la proline.

Références
bibliographiques

Auteurs:

1. **ABBAD A., EL HADRAMI A., EL HADRAMI I., BENCHAAABANE A., 2004-** *Atriplex halimus* (Chenopodiaceae): A halophytic species for restoration and rehabilitation of saline degraded lands. Pakistan Journal of Biological Sciences, Vol. 7, No. 6: 1085- 1093.
2. **ABDEL-KADER D.Z., SALEH A.A.H., 2002-** Protection induced by external Ca⁺⁺ application on praline accumulation, ion balance, photosynthetic pigments, ABA concentration and protein of mustard seedlings (*Sinapis alba* L.) under salinity stress. Egyptian Journal of Biology, Vol. 4: 14- 22.
3. **ABU-ZANAT M.W., RUYLE G.B., ABDEL-HAMID N.F., 2004-** Increasing range production from fodder shrubs in low rainfall areas. Journal of Arid Environments, Vol. 59: 205- 216.
4. **ALARCON J.J., SANCHEZ-BLANCO M.J., BOLARIN M.J., TORRECILLAS A., 1994-** Growth and osmotic adjustment of two tomato cultivars during and after saline stress. Plant Soil, Vol. 66: 75- 82.
5. **ALAZZEH A.Y., ABU-ZANAT M.M., 2004-** Impact of feeding saltbush (*Atriplex* sp.) on some mineral concentrations in the blood serum of lactating Awassi ewes. Small Ruminant Research, Vol. 54: 81- 88.
6. **ALEM C., AMRI A., 2005-** Importance de la stabilité des membranes cellulaires dans la tolérance à la salinité chez l'orge. Reviews in Biology and Biotechnology, Vol. 4, No. 1 : 20- 31.
7. **ALEM C., LABHILILI M., BRAHMI K., JLIBENE M., NASRALLAH N., FILALI- MALTOUF A., 2002-** Adaptations hydrique et photosynthétique du blé dur et du blé tendre au stress salin. Comptes Rendus Biologies, Vol. 325: 1097- 1109.
8. **AL-KARAKI G.N., 2000-** Growth, water use efficiency, and sodium and potassium acquisition by tomato cultivars grown under salt stress. Journal of Plant Nutrition, Vol. 23, No. 1: 1- 8.
9. **ASHRAF M., ALI Q., 2008-** Relative membrane permeability and activities of some antioxidant enzymes as the key determinants of salt tolerance in canola (*Brassica napus* L.). Environmental and Experimental Botany, Vol. 63: 266- 273.

10. **ASHRAF M., FOOLAD M.R., 2007-** Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, Vol. 59: 206- 216.
11. **ASKRI H., REJEB S., JEBARI H., NAHDI H., REJEB M.N., 2007-** Effet du chlorure de sodium sur la germination des graines de trois variétés de pastèque (*Citrullus lanatus* L.). *Sécheresse*, Vol. 18, No. 1 : 51- 55.
12. **ASLAM Z., 2003-** Les problèmes de salinité au Pakistan. Centre International d'Agriculture Biosaline (ICBA), Vol. 4, No. 3 : 1- 8.
13. **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.
14. **AUBERT G., 1983-** Observation sur les caractéristiques, la dénaturation et la classification des sols salés ou sals sodiques. Cahier O.R.S.T.O.M. Service Pédologie Vol. XXX, No. 1 : 73- 78.
15. **BAATOUR O., M'RAH S., BEN BRAHIM N., BOULESNEM F., LACHAAL M., 2004-** Réponse physiologique de la gesse (*Lathyrus sativus*) à la salinité du milieu. *Revue des Régions Arides*, Tome 1, No. spécial : 346- 358.
16. **BABA AISSA F., 1999-** Encyclopédie des plantes utiles. Flore d'Algérie et du Maghreb, substances végétales d'Afrique d'Orient et d'Occident : 227- 228.
17. **BAIZE D., 2000-** Guide des analyses en pédologie. 2^{ème} édition. Institut National de la Recherche Agronomique, Paris : 206- 207.
18. **BAJJI M., KINET J.M., LUTTS S., 1998-** Salt stress effects on roots and leaves of *Atriplex halimus* L. and their corresponding callus cultures. *Plant Science*, Vol. 137: 131- 142.
19. **BANU M.N.A., HOQUE M.A., SUGIMOTO M.W., MATSUOKA K., NAKAMURA M., SHIMOISHI Y., MURATA Y., 2008-** Proline and glycine betaine induce antioxidant defense gene expression and suppress cell death in cultured tobacco cells under salt stress. *Journal of Plant Physiology*: 1- 11
20. **BELDJOUDI Z., 1999-** Contribution à l'étude de la tolérance de six variétés de blé dur à la salinité. Séminaire National sur la Salinisation des terres Agricoles en Algérie, Chlef : 109- 115.

21. **BELKHODJA M., BENKABLIA M., 2000-** Proline reponse of faba bean (*Vicia faba* L.) under salt stress. Egyptian Journal of Agricultural Research, Vol. 78, No. 1: 185-195.
22. **BELKHODJA M., BIDAI Y., 2004-** Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. Sécheresse, Vol. 15, No. 4: 331- 335.
23. **BELLINGER Y., LARHER F., 1987-** Proline accumulation in higher plants: a redox buffer? Plant Physiology (Life Science Advanced), Vol. 6: 23- 27.
24. **BEN AHMED H., MANAA A., ZID E., 2008-** Tolérance à la salinité d'une Poaceae à cycle court : la séttaire (*Setaria verticillata* L.). Comptes Rendus Biologies, Vol. 331: 164- 170.
25. **BEN AHMED H., ZID E., EL GAZZAH C., GRIGNON C., 1996-** Croissance et accumulation ionique chez *Atriplex halimus* L. Cahiers d'Agricultures, Vol. 5 : 367- 372.
26. **BEN KHALED L., MORTE GÖMEZ A., HONRUBIA M., OIHABI A., 2003-** Effet du stress salin en milieu hydroponique sur le trèfle inoculé par Rhizobium. Institut National de la Recherche Agronomique, Vol. 23 : 553- 560.
27. **BENKHELIF M., ARBAOUI M., BELKHODJA M., 1999-** Effets combinés de la salinité et de la bentonite sur la densité racinaire d'une culture de tomate cultivée sur un substrat sableux. Séminaire National sur la Salinisation des terres Agricoles en Algérie, Chlef : 101- 108.
28. **BENNABI F., 2005-** Métabolisme glucidique et azote chez une halophyte (*Atriplex halimus* L.) stressée a la salinité. Mémoire de magistère en physiologie végétale, Université Es-Senia, Oran : 49- 50.
29. **BENREBIHA F.Z., 1987 -** Contribution à l'étude de la germination de quelques espèces d'*Atriplex* locales et introduites. Mémoire de magister en sciences agronomiques, Institut National Agronomique, El-Harrach, Alger: 5- 20.
30. **BERGMAN I., LOXLEY R., 1970-** New spectrophotometric method for the determination of proline in tissue hydrolysates. Analytical Chemistry, Vol. 42, No. 7: 702- 706.
31. **BERROKIA A., KADDOUR SI., BELLAGUE D., 2001-** Résultats expérimentaux sur la problématique de l'agriculture en zones arides et la reconversion. Séminaire National sur la Problématique et l'Agriculture des zones Arides et de la Reconversion, Sidi Bel Abbés, Algérie : 360- 371.

32. **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 Na⁺ recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *Embo Journal*, Vol. 22: 2004- 2014.
33. **BIDAI Y., 2001-** Le métabolisme de la praline chez l'*Atriplex halimus* L. stressée à la salinité. Mémoire de magister en physiologie végétale, Université Es-Senia, Oran : 69-71.
34. **BINZEL M.L., HESS F.D., BRESSAN R.A., HASEGAWA P.M., 1988-** Intracellular compartmentation of ions in salt adapted tobacco cells. *Plant physiol*, Vol. 86: 607-614.
35. **BLUMWALD E., AHARON G.S., APSE M.P., 2000-** Sodium transport in plant cells. *Biochimica et Biophysica Acta*, Vol. 1465: 140- 151.
36. **BOLARIN M.C., ESTAN M.T., CARO M., ARANDA R.R., CUARTERO J., 2001-** Relationship between tomato fruit growth and fruit osmotic potential under salinity. *Plant Science*, Vol. 160: 1153- 1159.
37. **CALU G., 2006-** Effet du stress salin sur les plantes. Comparaison entre deux plantes modèles: *Arabidopsis thaliana* et *Thellungiella halophila*. *Trends in Plant Science*: 1-8.
38. **CHADLI R., BELKHODJA M., 2007-** Réponses minérales chez la fève (*Vicia faba* L.) au stress salin. *European Journal of Scientific Research*, Vol. 18, No. 4: 645- 654.
39. **CHAIBI W., 1995-** Etude physiologique ultrastructurale et cytoenzymologique de l'effet du chlorure de sodium chez *Medicago sativa* L. (cultivar de Gabes). Thèse de doctorat, Faculté des Sciences de Tunis, 224 P.
40. **CHANG Y.C., LEE T.M., 1999-** High temperature-induced free proline accumulation in *Gracilaria tenuistipitata* (Rhodophyta). *Botanical Bulletin of Academia Sinica*, Vol. 40: 289- 294.
41. **CHEN Z., CUIN T.A., ZHOU M., TWOMEY A., NAIDU B.P., SHABALA S., 2007-** Compatible solute accumulation and stress-mitigating effects in barley genotypes contrasting in their salt tolerance. *Journal of Experimental Botany*, Vol. 58, No. 15/16: 4245- 4255.

42. **CLAUSSEN W., 2005-** Proline as a measure of stress in tomato plants. *Plant Science*, Vol. 168: 241- 248.
43. **COUPLAN F., STYNER E., 1994-** Guide des plantes sauvages comestibles et toxiques. Delachaux et Niestlé, Paris : 41- 42.
44. **DANIEL G.O., LOREN S.J., 2005-** Plant guide fourwing saltbush *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. Plant Materials Program: 1- 4.
45. **DA SILVA E.C., CUSTODIO NOGUEIRA R.J.M., DE ARAUJO F.P., DE MELO N.F., AZEVEDO NETO A.D., 2008-** Physiological responses to salt stress in young umbu plants. *Environmental and Experimental Botany*, Vol. 63: 147- 157.
46. **DEBEZ A., CHAIBI W., BOUZID S., 2001-** Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. Cahiers d'Etudes et de Recherches Francophones/Agricultures, Vol. 10, No. 2 : 135- 138.
47. **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.
48. **DEUSCHLE K., FUNCK D., FORLANI G., STRANSKY H., BIEHL A., LEISTER D., GRAAFF E.V.D., KUNZE R., FROMMER W.B., 2004-**The role of Δ^1 -pyrroline-5-carboxylate dehydrogenase in proline degradation. *The Plant Cell*, Vol. 16: 3413-3425.
49. **DJILI K., DAOUD Y., 1999-** Distribution latérale et verticale de l'E.S.P. dans les sols du Nord de l'Algérie. Séminaire National sur la Salinisation des terres Agricoles en Algérie, Chlef, : 25- 42.
50. **DRIOUICH A., OUHSSINE M., OUASSOU A., BENGUEDDOUR R., 2001-** Effet du NaCl sur l'activité du phosphénol pyruvate carboxylase (PEPC) foliaire et son rôle sur la synthèse du malate et de la proline chez le blé dur (*Triticum durum* Desf). *Science Letters*, Vol. 3, No. 3 : 1- 7.
51. **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.
52. **DUTUIT P., 1999-** Etude de la diversité biologique de l'*Atriplex halimus* pour le repérage in vitro et in vivo d'individus résistants à des conditions extrêmes du milieu et constitution de clones. Publié par CTA : 137- 141.

53. **DUTUIT P., POURRAT Y., DODEMAN V.L., 1991-** Stratégie d'implantation d'un système d'espèces adaptées aux conditions d'aridité du pourtour méditerranéen. L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Ed. AUPELF-UREF, John Libbey Eurotext : 65- 73.
54. **DUTUIT P., POURRAT Y., DUTUIT J.M., 1994-** La notion de stress de la cellule à l'écosystème. Sécheresse, Vol. 5, No. 1 : 23- 31.
55. **ESSAFI N.E., MOUNSIF M., ABOUSALIM A., BENDAOU M., BRHADDA N., 2007-** Effet du stress hydrique sur la valeur nutritive d'*Atriplex halimus* L. Sécheresse, Vol. 18, No. 2 : 123- 128.
56. **FLOWERS T.J., FLOWERS S.A., 2005-** Why does salinity pose such a difficult problem for plant breeders? Agricultural Water Management, Vol. 78, No. 1-2 : 15- 24.
57. **FRANCLET A., LE HOUEROU HN., 1971-** Les *Atriplex* en Tunisie et en Afrique du Nord. Rome: Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture: 249- 271.
58. **GLENN E.P., BROWN J.J., BLUMWALD E., 1999-** Salt tolerance and crop potential of halophytes. Critical Reviews in Plant Sciences, Vol. 18, No. 2: 227- 255.
59. **GOMEZ L., JORDAN M.O., ADAMOWICZ S., LEISER H., PAGES L., 2003-** Du prélèvement au dosage: réflexions sur les problèmes posés par la mesure des glucides non structuraux chez les végétaux ligneux. Cahiers d'Agricultures, Vol. 12, No. 6 : 369-386.
60. **GRIGORE M.N., TOMA C., 2007-** Histo-anatomical strategies of chenopodiaceae halophytes: adaptive, ecological and evolutionary implications. Wseas Transactions on Biology and Biomedicine, Vol. 4, No. 12: 204- 218.
61. **GROUZIS M., HEIM G., BERGER A., 1977-** Croissance et accumulation de sels chez deux salicornes annuelles du littoral méditerranéen. *Oecologia Plantarum*, Tome 12, No. 4 : 307- 322.
62. **GUIGNARD G., DUPONT F., 2004-** Botanique systématique moléculaire. 13^{ème} édition, Masson, Paris : 148- 150.
63. **HALIMI A.K., 1999-** Programme d'Afrique de nord, Plantes Médicinales. Agence Nationale de la Conservation de la Nature (A.N.N), Union Mondial pour la Conservation de la Nature (U.I.C.N) : 50- 52.
64. **HALITIM A., 1988-** Sols des régions arides d'Algérie. Office de Publications Universitaires, Alger : 39- 40.

65. **HAMDY A., 1999-** Saline irrigation and management for a sustainable use. In: Advanced Short Course on Saline Irrigation Proceeding, Agadir: 152- 227.
66. **HANSON A.D., HITZ W.A., 1982-** Metabolic reponses of mesophytes to plant water deficits. Annual Review of Plant Physiology, 33: 163-203.
67. **HAOUALA F., FERJANI H., BEN EL-HADJ S., 2007-** Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na^+ , K^+ , et Ca^{2+}) et du chlore (Cl^-) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais et du chiendent. Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement, Vol. 11, No. 3 : 235- 244.
68. **HASEGAWA P.M., BRESSAN R.A., ZHU J.K., BOHNERT H.J., 2000-** Plant cellular and molecular reponses to high salinity. Annu. Rev.Plant Physiol. Plant Mol. Biol., Vol. 54: 463- 499.
69. **HASSANI A., DELLAL A., BELKHODJA M., KAID-HARCHE M., 2008-** Effet de la salinité sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum Vulgare*). European Journal of Scientific Research, Vol. 23, No. 1 : 61- 69.
70. **HAYEK T., ABDELLY C., 2004-** Effets de la salinité sur l'état hydrique foliaire, la conductance stomatique, la transpiration et le rendement en grains chez 3 populations de mil (*Pennisetum glaucum* (L.) R. Br.). Revue des Régions Arides, Tome 1, No. spécial : 273- 284.
71. **HELLER R., ESNAULT R., LANCE C., 1998-** Physiologie végétale. Tome1. Nutrition. 6^{ème} édition, DUNOD, Paris: 134- 135.
72. **HERNANDEZ S., DELEU C., LARHER F., 2000-** Accumulation de proline dans les tissus foliaires de tomate en réponse à la salinité. Comptes Rendus Académie des Sciences. Paris, Sciences de la Vie/ Life Sciences, Vol. 323: 551- 557.
73. **HIGAZY M.A., SHEHATA M.M., ALLAM A.I., 1995-** Free praline relation to salinity tolerance of three sugar beet varieties. Egypt. J. Agric. R., Vol. 73, No. 1: 175- 189.
74. **HOAGLAND D.R., ARNON D.I., 1938-** The water-culture method for growing plants without soil. Calif. Agric. Exp. Sta. Cir., Vol. 347: 1- 39.
75. **HOPKINS W.G., 2003-** Physiologie végétale. 2^{ème} édition. De Boeck, Bruscelles: 61- 476.
76. **HU C.A., DELAUNEY A.J., VERMA D.P., 1992-** A bifunctional enzyme (delta 1-pyrroline-5-carboxylate synthetase) catalyzes the first two steps in proline biosynthesis in plant. Proceeding of the National Academy of Sciences of the United States of America, Vol. 89, No. 19: 9354- 9358.

77. **HUBER W., 1974-** Influence of NaCl and abscisic acid treatment on praline metabolism and some further enzymes of amino acid metabolism in seedlings of *Pennisetum thyoides*. *Planta*, Vol. 121: 379- 394.
78. **IGHILHARIZ Z., 1990-** Etude du comportement physiologique, biochimique et structurale du *Retama retam* (R'tam) vis-à-vis du chlorure de sodium. Mémoire de magister, Université Es-Senia, Oran, 120 p.
79. **ISMAIL A.M.A., 1990-** Germination ecophysiology in populations of *Zygophyllum qatarense*. Hadidi from contrasting habitats. Effect of temperature, salinity and growth regulators with special reference to fuscococcin. *Journal of Arid Environments*, (18): 185-194.
80. **JONES R., 1970-** The biology of *Atriplex*. Division of Plant Industry, Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization, Canberra (Australia):128 p.
81. **KELLER F., LUDLOW M.M., 1993-** Carbohydrate metabolism in drought-stressed leaves of *Pigeonpea (Cajanus cajan)*. *Journal of Experimental Botany*, Vol.44, No. 265: 1351- 1359.
82. **KESSLER J.J., 1990-** *Atriplex* forage as a dry season supplementation feed for sheep in the montane plains of the Yemen Arab Republic. *Journal Arid Environment*, Tucson, Arizona, USA, Vol. 19: 225- 234.
83. **KHALES A., BAAZIZ M., 2006-** Etude des peroxydases d'écotype *d'Opuntia ficus indica* L. en relation avec le développement dans des conditions de stress salin. Congrès International de Biochimie, Agadir : 133- 136.
84. **KRUH J., 1989-** Biochimie, études médicales et biologiques II. Métabolismes: Hermann, Paris: 204- 205.
85. **LACERDA C.F.D., CAMBRAIA J., OLIVA CANO M.A., RUIZ H.A., 2001-** Plant growth and solute accumulation and distribution in two sorghum genotypes, under NaCl stress. *R. Bras. Fisiol. Veg.* Vol. 13, No. 3: 270- 284.
86. **LEE G., CARROW R.N., DUNCAN R.R., EITEMAN M.A., RIEGER M.W., 2008-** Synthesis of organic osmolytes and salt tolerance mechanisms in *Paspalum vaginatum*. *Environmental and Experimental Botany*, Vol. 63: 19- 27.
87. **LE HOUEROU H.N., 1986-** Salt-tolerant plants of economic value in the Mediterranean basin. *Reclamation and Vegetation Research*, Vol. 5: 319- 341.
88. **LE HOUEROU H.N., 1992-** The role of saltbushes (*Atriplex* spp.) in arid land rehabilitation in the Mediterranean basin. *Review Agroforestry Systems*, Vol. 18: 107- 148.

89. **LEMEE G., 1978-** Précis d'écologie végétale. Masson, Paris : 131- 132.
90. **LEPOIVRE PH., 2003-** Phytopathologie bases moléculaires et biologiques des pathosystèmes et fondements des stratégies de lutte. 1^{ère} édition, de Boeck et Larcier, Bruscelles : 28- 29.
91. **LEVITT J., 1980-** Responses of plants to environmental stresses. Water radiation, salt and others stresses. Academic Press, New York, Vol. II : 365- 406.
92. **LICHENTHALER H.K., 1996-** Vegetation stress: an introduction to the stress concept in plants. Journal of Plant Physiology, Vol. 148: 4- 14.
93. **LUTTGE U., KLUGE M., BAUER G., 2002-** Botanique. 3^{ème} édition, Tec et Doc-Lavoisier, Paris: 439- 450.
94. **MAATOUGUI M.E.H., 2001-** Sodial: un acide organique pour la correction des problèmes de salinité des sols et des eaux salées. Séminaire National sur la Problématique de l'Agriculture des zones Arides et de la Reconversion, Sidi Bel Abbés, Algérie: 372- 378.
95. **MAHDID M., KAMELI A., 2004-** Effets à court terme du stress hydrique sur la pression osmotique et l'élongation foliaire chez le blé dur *Triticum durum*. Revue des Régions Arides, Tome 1, No. spécial : 145- 158.
96. **MAINGUET M., 2003-** Les pays secs environnement et développement. Ellipses, Paris: 27- 28.
97. **MARTINEZ J.P., KINET J.M., BAJJI M., LUTTS S., 2005-** NaCl alleviates polyethylene glycol-induced water stress in the halophyte species *Atriplex halimus* L. Journal of Experimental Botany, Vol. 56, No. 419: 2421- 2431.
98. **MEKLCHE A., BOUKECHA D., HANIFI-MEKLCHE L., 2003-** Etude de la tolérance a la sécheresse de quelques variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.).I. effet de l'irrigation de complément sur les caractères phénologique, morphologiques et physiologiques. Annales de l'Institut National Agronomique, El-Harrach, Alger, Vol. 24, No. 1-2 : 97- 110.
99. **MESSEDI D., ABDELLY C., 2004-** Physiologie de la tolérance au sel d'une halophyte de recouvrement : *Batis maritima*. Revue des Régions Arides, Tome 1, No spécial : 192-199.
100. **MNIF L., CHAIEB M., 2004-** Efficacité comparée de l'utilisation de l'eau de pluie en milieu aride par quatre populations d'une Poaeae pérenne. Revue des Régions Arides, Tome 1, No spécial : 252- 257.

101. **MONNEVEUX Ph., 1991-** Quelles stratégies pour l'amélioration génétique de la tolérance au déficit hydrique des céréales d'hiver ? L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Ed. AUPERLF-UREF. Jon Libbey Eurotesct, Paris : 165- 186.
102. **MULAS M., MULAS G., 2004-** Potentialités d'utilisation stratégique des plantes des genres *Atriplex* et *Opuntia* dans la lutte contre la désertification. Université des études de Sassari groupe de Recherche sur la Désertification: 14- 44.
103. **MUNNS R., 2002-** Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell and Environment*, Vol. 25: 239- 250.
104. **NAIDOO G., SOMARU R., ACHAR P., 2007-** Morphological and physiological reponses of the halophyte, *Odyssea paucinervis* (Staph) (Poaceae), to salinity. *Flora*: 1-11.
105. **NEDJIMI B., DAOUD Y., TOUATI M., 2006-** Growth, water relations, Proline and ion content of in vitro cultured *Atriplex halimus* subsp. *Schweinfurthii* as affected by CaCl₂. *International Journal of the Faculty of Agriculture and Biology*, Vol. 1, No. 2: 79-89.
106. **NEFZAOUI A., CHERMITI A., 1991-** Place et rôles des arbustes fourragers dans les parcours des zones arides et semi-arides de la Tunisie. *Ciheam-Options Mediterraneennes*, No.16: 119- 125.
107. **NEGRE R., 1961-** Petite flore des régions arides du Maroc occidental. Tome 1. Centre National de la Recherche Scientifique, Paris : 179- 180.
108. **NGUYEN S.T., PAQUIN R., 1971-** Méthodes d'extraction et de purification des acides aminés libres et des protéines des tissus végétaux. *Journal of Chromatography*, Vol. 61: 349- 351.
109. **ORTIZ-DORDA J., MARTINEZ-MORA C., CORREAL E., SIMON B., CENIS J.L., 2005-** Genetic structure of *Atriplex halimus* populations in the Mediterranean basin. *Annaly Botany*, Vol. 95: 827- 834.
110. **OULD EL HADJ-KHELIL A., 2001-** Contribution à l'étude de réponses métaboliques de la tomate à la salinité. Thèse de doctorat en Science de la Vie et de l'Environnement, Université de Rennes-I (France): 34- 44.
111. **PAQUIN R., 1986-** Effet de l'humidité du sol sur la teneur de la proline libre et des sucres totaux de la luzerne endurecie au froid et à la sécheresse. *Can. Journal Plant Science*, Vol. 66 : 95- 101.

112. **PIRI K., ANCEAU C., EL JAAFARI S., LEPOIVRE P., SEMAL J., 1994-** Sélection in vitro de plantes androgénétiques de blé tendre résistantes à la salinité. L'amélioration des Plantes. Ed. AUPELF-UREF, Paris: 311- 320.
113. **POORMOHAMMAD-KIANI S., 2007-** Analyse génétique des réponses physiologiques du tournesol (*Helianthus annuus* L.) soumis à la sécheresse. Thèse de doctorat en Génétique et Amélioration des Plantes. Ecole National Supérieure Agronomique (ENSAT). Toulouse: 720- 721.
114. **QIAN Y.L., WILHELM S.J., MARCUM K.B., 2001-** Comparative responses of two Kentucky bluegrass cultivars to salinity stress. *Corp Science*, Vol. 41: 1895- 1900.
115. **RABIZA-WIDER J., LUKASZEWSKA A., SKUTNIK E., LESZKO M., 2004-** Ammonium and proline accumulation in senescing cut leaves of *Zantedeschia*. *Acta Physiologiae Plantrum*, Vol. 26, No 4: 417- 422.
116. **REGRAGUI A., 2005-** Contribution à l'étude de l'influence de la salinité sur le couple tomate-*verticillium* : conséquences physiologiques et impact sur la bioprotection des tomates la verticilliose. Thèse de doctorat en Phytopathologie, Université Mohammed V-Agdal, Rabat : 81- 82.
117. **REINOSO H., SOSA L. RAMIREZ L. LUNA V., 2004-** Salt induced changes in the vegetative anatomy of *Prosopis strombulifera* (Leguminosae). *Canadian Journal of Botany*, Vol. 82, No 5: 618- 628.
118. **REJILI M., VADEL M-A., NEFFATP M., 2006-** Comportements germinatifs de deux populations de *Lotus creticus* (L.) en présence du NaCl. *Revue des Régions Arides*, Vol. 17, No. 1 : 65- 78.
119. **REZGUI M., BIZID E., BEN MECHLIA N., 2004-** Etude de la sensibilité au déficit hydrique chez quatre variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.) cultivées en conditions pluviales et irriguées en Tunisie. *Revue des Régions Arides*, Tome 1, No spécial: 258-265.
120. **RODES J., LAVEDAY J., 1990-** Salinity in irrigated agriculture. Riverside. USDA: 1089- 1141.
121. **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.
122. **SACHER R., STAPLES R.C., 1985-** Inositol and sugars in adaptation of tomato to salt. *Plant Physiology*, Vol. 77: 206- 210.

123. **SAHKI A., BOUTAMMINE SAHKI R., 2004-** Le Hoggar- Promenade Botanique, Atelier Esope, Lyon: 84- 85.
124. **SCHIELDS R., BURNETT W., 1960-** Determination of protein bound carbohydrate in serum by a modified anthrone. *Analytical Chemistry*, Vol. 32: 885- 886.
125. **SERRANO R., GAXIOLA R., 1994-** Microbial models and salt stress tolerance in plants. *Crit. Rev. Plant Sci.* Vol. 13: 121- 138.
126. **SLAMA I., MESSEDI D., GHNAYA T., ABDELY C., 2004-** Effet du déficit hydrique sur la croissance et l'accumulation de la proline chez *Sesuvium portulacastrum*. *Revue des Régions Arides*, Tome 1, No. spécial : 234- 241.
127. **SMAIL-SAADOUN N., 2005-** Réponse adaptative de l'anatomie des chénopodiacées du Sahara algérien à des conditions de vie d'aridité extrême. *Science et changements planétaires/ Sécheresse*, Vol. 16, No. 2 : 121- 124.
128. **SOLTNER D., 2001-** Les bases de la production végétale. Tome III. La plante et son amélioration. 3^{ème} édition, Sciences et Techniques Agricoles, Paris : 145- 146.
129. **STEINITZ B., 1999-** Sugar alcohols display nonosmotic roles in regulating morphogenesis and metabolism in plants that do not produce polyols as primary photosynthetic products. *Journal of Plant Physiology*, Vol. 155: 1- 8.
130. **SZEKELY G., 2004-**The role of proline in *Arabidopsis thaliana* osmotic stress reponse. *Acta Biologica Szegediensis*, Vol. 48, No 1-4: 81 p.
131. **TAHRI E.H., BELABED A., SADKI K., 1998-** Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARN_m codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*). *Bulletin de l'Institut Scientifique*, No 21 : 81- 87.
132. **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 cress using *Arabidopsis* microarray. *Plant Physiology*, Vol. 135: 1697- 1709.
133. **TALAMALI A., DUTUIT P., LE THOMAS A., GORENFLOT R., 2001-** Polygamie chez *Atriplex halimus* L. (Chenopodiaceae). *C. R. Acad. Sci. Paris*, Vol. 324 : 107- 113.

134. **TARCHOUNE A., ATTIA H., TARCHOUNE I., FERCHICHI A., LACHAAL M., 2004-** Réponses de la germination et de la croissance d'*Acacia salicina* aux contraintes saline et hydrique. Revue des Régions Arides, Tome 1, No spéciale : 330-335.
135. **TORRECILLAS A., ALARCON J.J., SANCHEZ-BLANCO M.J., 1994-** Osmotic adjustment in leaves of *Lycopersicon esculentum* and *L. pennelli* in response to saline water irrigation. Biology Plant, Vol. 36: 247- 254.
136. **VIDAL J., PIERRE J.N., GOUSSET-DUPONT A., LEBOUTEILLER B., MEIMOUN P., MONREAL J.A., FERIA BOURRELLIER A., GARCIA-MAURINO S., ECHEVARRIA C. 2007-** Calcium et contrôle de la photosynthèse C4 : mécanisme de la signalisation et phosphorylation de la phosphoénolpyruvate carboxylase. Médecine/ Science, Paris, Vol. 23, No. 1: 1- 5.
137. **ZERRAD W., HILLALI S., MATAOUI B., S. 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.
138. **ZHU J.K., 2001-** Plant Salt tolerance. Trends in Plant Science, Vol. 6, No. 2: 66- 71.
139. **ZID E., GRIGNON C., 1991-** Les tests de sélection précoce pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydrique. L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides, AUPELF-UREF. Jon Libbey Eurotext, Paris: 91- 108.

Organisme:

140. **A.O.A.C. ASSOCIATION of OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS, 1955-** Official methods of analysis. Published by the A.O.A.C., Po. box 540, Washington.

Références arabes:

140. **BALBA A.M., 1995--143** الأسكندرية: الوطن العربي. المناطق الجافة في الوطن العربي. 150
141. **DARMACH M.K., EL KRWANI M.D., EL BALKH M., 1982-**
أساسيات علم التربة. منشورات جامعة حلب- كلية الزراعة: 329-332.
143. **GWIFAL I., DYABE G.D., AMARA M., ISMAIL H., ACHIMI H.,
ALHARIS M., 1996-** أساسيات علم الأرض. دار الفكر العربي، مدينة نصر: 245-248.
144. **HASAN A.M., 1995-**
الأساس الفسيولوجي للتحسين الوراثي في النبات. التربة لزيادة الكفاءة الإنتاجية وتحمل الظروف البيئية القاسية،
المكتبة الأكاديمية - القاهرة: 169-170.

Annexes

Annexe 1

Méthode de calcul de la capacité de rétention

Dans un pot perforé à sa base (P_0), on met 100 g de sable servant à notre expérimentation (P_1), puis on verse l'eau distillée dans ce pot 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

$$P_0 = 4,35 \text{ g}$$

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

$$P_2 = 124,43 \text{ g}$$

$$CR = (P_2 - P_1) - P_0 = (124,43 - 100) - 4,35 = 20,08 \text{ g}$$

La capacité de rétention pour 100 g de sable est égale 20,08 ml.

Calcul de la capacité de rétention CR pour le substrat

$$20,08 \text{ ml} \rightarrow 100 \text{ g}$$

$$CR \text{ ml} \rightarrow 2280 \text{ g}$$

$$CR = (2280 \times 20,08) / 100$$

$$= 461,244 \text{ ml.}$$

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

➤ Pour 30%

$$461,244 \text{ ml} \rightarrow 100 \%$$

$$CR_{30\%} \text{ ml} \rightarrow 30 \%$$

$$CR_{30\%} = (461,244 \times 30) / 100 = 138,37 \text{ ml}$$

➤ Pour 60%

$$461,244 \text{ ml} \rightarrow 100\%$$

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

$$CR_{60\%} = (461,244 \times 60) / 100 = 276,74 \text{ ml}$$

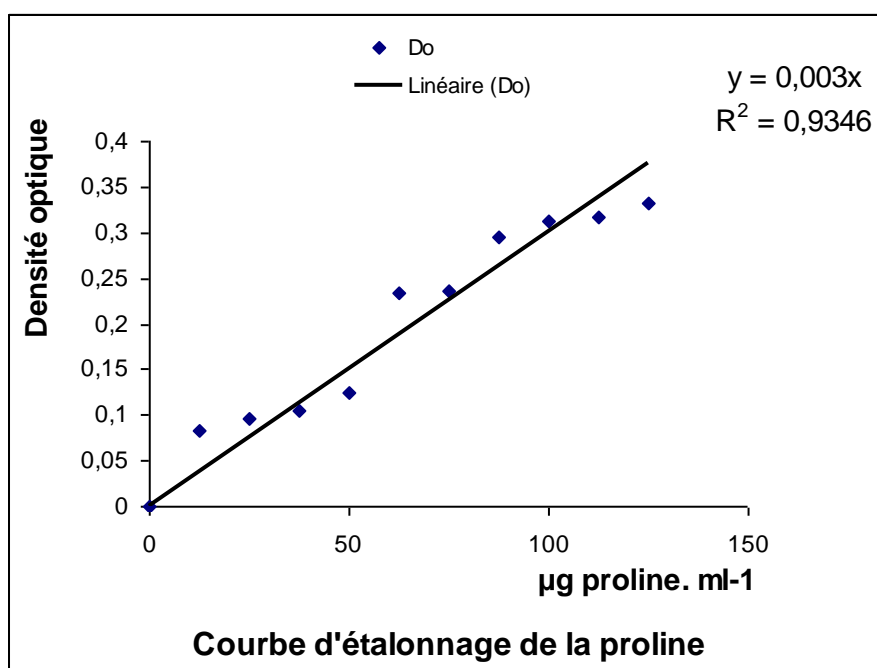
La capacité de rétention à 30 % et 60 % est égale 138,37 et 276,74 ml respectivement pour 2280 g de substrat.

Annexe 2

Courbe d'étalonnage de la proline

La courbe d'étalonnage est préparée par pesée 0,125 g de proline ajuster à 100 ml de l'acide chlorhydrique (HCl 0,3N). Dans des tubes à essais préparer une gamme étalonnage allant de 12,5 à 125 $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$:

| Tube | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 |
|---|---|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|
| Concentration $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ | 0 | 12,5 | 25 | 37,5 | 50 | 62,5 | 75 | 87,5 | 100 | 112,5 | 125 |
| V de la solution mère ajuster à 10 ml de HCl 0,3N | 0 | 0,100 | 0,200 | 0,300 | 0,400 | 0,500 | 0,600 | 0,700 | 0,800 | 0,900 | 1,000 |
| Densité optique | 0 | 0,082 | 0,097 | 0,106 | 0,124 | 0,233 | 0,236 | 0,296 | 0,313 | 0,318 | 0,333 |



Annexe 3

Courbe d'étalonnage des sucres solubles

La courbe d'étalonnage est préparée par pesée de 0,01 g de glucose ajuster à 100 ml d'éthanol à 80%. Dans des tubes à essais préparer une gamme étalonnage allant de 20 à 100 $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$:

| Tube | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 |
|---|---|-------|-------|-------|-------|-------|
| Concentration $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ | 0 | 20 | 40 | 60 | 80 | 100 |
| V de la solution mère ajuster à 10 ml d'éthanol à 80% | 0 | 2 | 4 | 6 | 8 | 10 |
| Densité optique | 0 | 0,289 | 0,657 | 1,069 | 1,427 | 1,664 |

