وزارة التعليـم العالـي و البحـث العلمـي

BADJI MOKHTAR-ANNABA UNIVERSITY
UNIVERSITE BADJI MOKHTAR-ANNABA

جامعـة باجـي مختـار-عنابة

Faculté des Sciences
Département de Biologie

Année 2011

THÈSE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de **DOCTEUR en Sciences**

Etude de l'impact des interactions entre le phosphore et le Chlorure de Sodium sur trois espèces végétales halophytes du genre Atriplex (A. halimus, A. canescens et A. nummularia)

Par
Souhaïl MÂALEM

DIRECTEUR DE THÈSE : Chaâbane RAHMOUNE Professeur, Université Mentouri, Constantine

DEVANT LE JURY

PRESIDENT : Rhida DJEBAR	Professeur	Université Badji Mokhtar Annaba
EXAMINATEURS:		
Leïla MEKCEM	Professeur	Université Badji Mokhtar Annaba
Houria DJEBAR	Professeur	Université Badji Mokhtar Annaba
Louhichi BRINIS	Professeur	Université Badji Mokhtar Annaba
Moulay BELKHODJA	Professeur	Université Essania Oran
Aïcha TAGINE	M.C.A.	Centre Universitaire Taref
M'Barek BENNACEUR	Directeur de recherche	INRAT Tunisie

Remerciements

je tiens tout d'abord à remercie notre créateur ALLAH le tout puissant pour tout … je ne saurais énumérer ses bienfaits sur moi.

Cette aventure a commencé un jour d'automne 2002 – quand, à la recherche d'un sujet de Doctorat le Professeur Rahmoune Chaâbane a compris, mieux que moi-même, mes attirances pour la nutrition végétale, notamment phosphatée, et les sujets liés aux interactions minérales. Tout le monde connaissait ses compétences dans ce domaine et m'ont orienté vers lui. Ainsi il a accepté de relever le défi et la machine était lancée. Je tiens, Mr Rahmoune, à vous remercier très vivement, sans vous mon sujet de thèse n'aurait jamais existé, ou du moins n'aurait pas été mien. Tout au long de cette période, vous m'avez encadré, aiguillé, consacré de votre temps; tout en me laissant une liberté dont je vous suis reconnaissant.

Je ne sais comment remercier le docteur Bennaceur M'Barek pour son accueil très chaleureux au cours de mes séjours à Tunis dans son laboratoire de Physiologie Végétale et Biotechnologies (INRAT). Je le remercie d'avoir accepté d'encadrer la partie moléculaire de ma thèse et de continuer l'aventure pour une période supplémentaire sur un sujet qui n'était pas le votre. Merci également pour la rapidité et l'efficacité à laquelle tu règles les problèmes, consultations, corrections d'articles, réponds aux emails… c'est toujours très réconfortant.

Je tiens à remercier chaleureusement les membres de mon jury, Pr R. Djebar, Pr. M. Belkhodja, Pr. L. Mekcem, Pr. H. Djebar, Pr. Brinis, Mme. A. Tagine (MCA) et Dr. M. Bennacer d'avoir accepté d'examiner ma thèse, malgré le surcroît de travail que cela occasionne.

Merci Melle Khoufi Sahari de m'avoir aidé à bien intégrer, l'INRAT, le laboratoire, voire même le domaine de biologie moléculaire et d'avoir pris en charge, avec beaucoup de sérieux, une grande partie des manips. Merci à toi et au Dr. Ramzi et à mon ami Elyes pour votre disponibilité et vos éclaircissements.

Un grand merci à tous mes étudiants, qui sont maintenant ingénieurs ou plus, que j'ai impliqué dans mon sujet de thèse: Djaâlab G., Deghbouge H., Aoures Z., Smaili S., Maâiouf S., Belbakhouch Z., Gharmoul W. et Djeroual M.

Merci à tout le personnel du laboratoire du département de biologie de l'université de Tébessa.

Quant à toi, ma chère grande sœur, Mâalem R., tu as dépensé de nombreuses heures au détriment de ta famille et de ton repos pour m'aider à rédiger mes publications, je t'en suis infiniment reconnaissant.

Enfin, outre ma petite et ma grande famille et belle famille qui ont toujours été d'un très grand soutien au cours de ces années de thèse et de celle de mon stage en Tunisie et de toutes les autres années, 1000 mercis pour votre patiences, compréhension et amour.

Merci à toutes personnes qui ont aidé, de près ou de loin, à la réalisation de cette thèse.

DEDICACE

Je dédie le présent travail

A ma famille

A ma belle famille

A tous mes amis

A tous mes collègues

ملخص

يهتم هذا البحث بدراسة تأثير أفعال التداخل بين عنصري الفوسفور و كلورايد الصوديوم و ذلك على مستوى كل من التربة و النبات (جنس القطف *Atriplex*).

تم خلال التجربة إضافة أسمدة فوسفاتية و جرعات متزايدة من كلورايد الصوديوم ، في صورة صلبة، إلى تربة الزرع ثم قمنا بمعايرة و قياس كل من حموضة التربة و مقدار التوصيل الكهربائي فيها و محتواها من الصوديوم والفوسفور و البوتاسيوم. قمنا كذلك بمعايرة محتوى النبات من الكلوروفيل و السكريات الكلية الذائبة والبرولين والبروتينات واللبيدات وكذلك محتواها المعدني من الفوسفور والصوديوم والبوتاسيوم. في سياق هذه الدراسة، عملنا كذلك على تقييم مستوى التنوع الوراثي بين الأنواع المدروسة وفقا لطريقة (PCR-RAPD) وعلى دراسة تأثير الإرهاق الملحي على كل من إنتاش البذور و على البنية التشريحية للنباتات.

إتضح من خلال النتائج المتحصل عليها بأن نباتات الأنواع المدروسة (القطف المحلي: *A. halimus* و الأمريكي: *A. canescens* و الأسترالي: *A. nummularia*) متباعدة وراثيا فيما بينها و ذلك على المستويين داخل النوع وما بين الأنواع .

أظهرت النتائج كذلك بأن للإجهاد الملحي تأثيرات على كل من المعايير الفزيولوجية و التشريحية و معايير التربة أين سجلت تراكمات لكل من الفوسفور والصوديوم أما البوتاسيوم فقد تميز بإنخفاض كميته خاصة عند تراكيز كلورايد الصوديوم العالية.

تبين كذلك أن للإجهاد الملحي آثار جلية على أنسجة الأعضاء المفحوصة كما أنه يعمل على خفض المحتوى البروتيني واللبيدي للنبات. أما فيما يعلق بالمحتوى النباتي للسكريات الكلية الذائبة والبرولين فقد إتضح بأنها تتراكم داخل أنسجة الأوراق وفق نظام يرتبط بالنوع المدوس أكثر من شدة الملوحة.

تميزكل من العنصرين الفوسفور والصوديوم بزياد كميتهما في التربة والنبات عند زيادة ملوحة الوسط مما يوحي عن إحتمال تدخل الفوسفور لمعاكسة تأثيرات الصوديوم وهذا يعكس وجود علاقة بين العنصرين P و Na و التي تتمثل في علاقة تداخل من نوع التوافقي.

الكلمات المفتاحية : نبات القطف، *Atriplex*، العائلة العجرمية، النباتات الملحية، الفوسفور (P)، كلورايد الصوديوم (NaCl)، التداخل المعدني، التنوع الوراثي، الملوحة، الإرهاق الملحي، السهوب، الجزائر.

Abstract

This work is a study of the interactions between phosphorus and sodium and their effects on the soil parameters and on plants of the *Atriplex* genus.

The experiment is to provide phosphate and increasing amount of sodium chloride (NaCl) to the culture substrate. The parameters measured at the soil include: pH, EC, Na, P, K and those at the plant level are: the Chlorophylls, Total Carbohydrates, Proline, total proteins and total lipids.

In addition, and after performing the characterization of genetic diversity among the studied species, we studied the impact of NaCl on germinated activities and on their anatomy.

The results obtained showed that the studied plant species differed greatly between them as wide as intra and interspecific.

Salinity has affected the anatomical, the physiological and the soil parameters where accumulations of Na and P were observed, while the rate of K decreased, especially under high salinity. Visible signs of the impact of salt stress were also visualized on the diagnosed tissue of some organs. In addition, rate of protein and lipids were diminished significatively. However, the soluble carbohydrates and proline showed an accumulation specific to the species rather than to the intensity of the salt stress.

Both in the soil and at the plant level, the rate of the P and Na was marked by a tendency of accumulation facing salt stress indicating a probable involvement of P in counteracting the effects of Na.

Keywords: *Atriplex*, Halophytes, Phosphorus, Sodium Chloride, Mineral interaction, Genetic diversity, Soil salinity, Salt stress, Steppe, Algeria.

Résumé

Ce travail est une étude des interactions entre le phosphore et le chlorure de sodium et de leurs effets sur les paramètres du sol et de la plante (genre *Atriplex*).

L'expérimentation consiste à apporter, sous forme solide, des phosphates et doses croissantes de chlorure de sodium (NaCl) au substrat de culture. Le pH, CE, Na, P, K représentent les paramètres mesurés au niveau du sol alors que les Chlorophylles, Sucres Solubles totaux, Proline, Protéines totales et Lipides totales sont ceux mesurés au niveau de la plante.

Après avoir réalisé une caractérisation de la diversité génétique, au moyen de la PCR-RAPD, entre les espèces étudiées, nous avons étudié l'impact du stress salin sur leur activité germinative ainsi que sur leur anatomie.

Les résultats obtenus ont montré que les plantes des espèces étudiées divergeaient grandement entre elles tant à l'échelle intra que interspécifique.

L'apport de NaCl a affecté l'ensemble des paramètres anatomiques, physiologiques et ceux du sol où des fortes accumulations du Na et du P ont été observées, alors que le taux du K a diminué, notamment, sous haute salinité.

Des signes visibles de l'impact du stress salin ont été aussi visualisés sur les tissus des organes diagnostiqués. En outre, le taux de protéines et de lipides ont sensiblement chuté. Toutefois, les glucides et la proline ont affiché une accumulation qui était plutôt spécifique à l'espèce qu'à l'intensité du stress salin.

Le taux Na et du P, dans le sol et au niveau de la plante, est marqué par une tendance d'accumulation face à l'accroissement du stress salin témoignant sur une implication probable du P pour contrecarrer les impacts du Na. Ceci, reflète l'existence d'une relation entre le P et le Na consistant à une interaction P-Na de nature synergiques.

Mots clés: *Atriplex*, halophytes, Phosphore, Chlorure de sodium, Interaction minérale, diversité génétique, Salinité des sols, Stress salin, steppe, Algérie.

Table des matières

INTRODUTION

CHAPITRE 1. Synthèse bibliographique

1.1. Les *Atriplex* 03
1.1.1. Introduction 03
1.1.2. Géobotanique 03
1.1.2.1. Répartition dans le monde 03
1.1.2.2. Répartition en d'Afrique 04
1.1.2.3. Répartition en Algérie 04
1.1.3. Botanique 05
1.1.3.1. Botanique du genre *Atriplex* 06
1.1.3.2. Botanique succincte des espèces étudiées 07
1.1.4. Biologie et Ecophysiologie 10
1.1.5. Variabilité génétique des *Atriplex* 10
1.1.6. Importance écologique et économique 11

1.2. Le phosphore 13
1.2.1. Introduction 13
1.2.2. Cycle du phosphore dans la nature 13
1.2.2.1. Le phosphore du sol 14
1.2.2.2. Le phosphore dans la plantes 20
1.2.3. La fertilisation phosphatée 22

1.3. Le stress salin 24
1.3.1. Introduction 24
1.3.2. Genèse de sols salin et/ou sodique 24
1.3.3. Evaluation et mesure de la salinité des sols 24
1.3.4. Effets de la salinité sur le sol 26
1.3.4.1. Alcalinité 26
1.3.4.2. Altération physique 26
1.3.4.3. Altération du fonctionnement microbiologique des sols 28
1.3.5. Effets de la salinité sur la plante 28
1.3.5.1. Notion de stress 28
1.3.5.2. Stress hydrique 28
1.3.5.3. Stress ionique 28
1.3.5.4. Stress oxydatif 29
1.3.5.5. Effet de la salinité sur la germination 29
1.3.5.6. Effet de la salinité sur la croissance 30
1.3.6. Stratégies d'adaptation et mécanismes de tolérance au stress salin 31
1.3.6.1. Ajustement osmotique 31
1.3.6.2. Compartimentation vacuolaire 31
1.3.6.3. Contrôle membranaire 31
1.3.6.4. Succulence 32
1.3.6.5. Dessalement des parenchymes assimilateurs 32

CHAPITRE 2. Matériel et méthodes 33
2.1. Matériel 33
2.2.1. Matériel végétal 33
2.1.1.1. Semences des espèces étudiées 33
2.1.1.2. Plants des espèces étudiées 33
2.2.2. Substrat utilisé 33
2.1.2.1. Choix et Caractéristiques agro-pédologiques du sol 33
2.1.2.2. Préparation du substrat 34
2.2.3. Engrais phosphatés utilisés 34
2.1.3.1. Le triple superphosphate (TSP) 34
2.1.3.2. Le phosphate naturel de Djebel-El- Onk (DO_{20}) 34
2.2.4. Sel soluble utilisé (NaCl) 35
2.2. Expérimentation 35
2.2.1. Expérimentation pour les testes de germination 35
2.2.1.1. Choix du dispositif expérimental 35
2.2.1.2. Installation de l'essai 35
2.2.1.3. Conduite de l'essai 36
2.2.2. Expérimentation des essais pédologiques, physiologiques, anatomiques 36
2.2.2.1. Choix du dispositif expérimental 36
2.2.2.2. Installation de l'essai 37
2.2.2.3. Conduite des essais 38
2.3. Méthodes d'étude 38
2.3.1. Analyse moléculaire de la diversité génétique des espèces étudiées 38
2.3.1.1. Extraction purification et quantification de l'ADN 38
2.3.1.2. Amplification d'ADN et Electrophorèse 40
2.3.2. Mesure des paramètres de la germination 41
2.3.2.1. Taux de germination cumulé 41
2.3.2.2. Temps moyen de la germination (Tm) 41
2.3.2.3. Coefficient d'uniformité de la germination (CUG) 41
2.3.3. Etude anatomique des plantes étudiées 41
2.3.3.1. Echantillonnage 41
2.3.3.2. Réalisation des coupes anatomiques et coloration 41
2.3.3.3. Visualisation et photographie 42
2.3.4. Analyse pédologique du sol 42
2.3.4.1. Mise en solution d'éléments minéraux 42
2.3.4.2. Analyse physico-chimique du sol 42
2.3.5. Mesure des paramètres métaboliques 43
2.3.5.1. Dosage des glucides 43
2.3.5.2. Dosage de la chlorophylle 43
2.3.5.3. Dosage de la proline 43
2.3.5.4. Dosage des protéines 44
2.3.5.5. Dosage des lipides 44
2.3.6. Analyse minérale végétale 44
2.3.6.1. Minéralisation du végétal 45
2.3.6.2. Dosage du P 45
2.3.6.3. Dosage de Na et K 45
2.3.7. Analyse statistique de données 45

CHAPITRE 3. Résultats et discussion 46
3.1. Diversité génétique inter et intra-spécifique des plantes étudié 46
3.1.1. Empreintes génétiques 46
3.1.2. Similarité génétique 46
3.1.3. Degré informatif des amorces utilisées 48
3.1.4. Polymorphisme inter et intra-spécifique 48
3.1.5. Conclusion 50
3.2. Effet du stress salin sur les paramètres de la germination 51
3.2.1. Taux de germination cumulée 51
3.2.2. Temps moyen de la germination 53
3.2.3. Coefficient de l'uniformité de la germination 54
3.2.4. Conclusion 56
3.3. Effet du stress salin sur l'anatomie des 3 espèces d'*Atriplex* 57
3.3.1. Anatomie comparée des 3 espèces d'*Atriplex* 57
3.3.1.1. Anatomie comparée de la tige des 3 espèces d'*Atriplex* 57
3.3.1.2. Anatomie comparée de la racine des 3 espèces d'*Atriplex* 59
3.3.1.3. Anatomie comparée de la feuille des 3 espèces d'*Atriplex* 61
3.3.2. Impact du stress salin sur l'anatomie des trois espèces d'*Atriplex* 63
3.3.2.1. Impact du stress salin sur l'anatomie de la tige 63
3.3.2.2. Impact du stress salin sur l'anatomie de la racine 65
3.3.2.3. Impact du stress salin sur l'anatomie de la feuille 67
3.3.3. Conclusion 69
3.4. Effet de la salinité et du phosphate sur les paramètres du sol 70
3.4.1. pH du sol 70
3.4.2. Conductivité électrique du sol (C.E.) 72
3.4.3. Teneur du sol en P 73
3.4.4. Teneur du sol en Na 75
3.4.5. Teneur du sol en K 78
3.4.6. Conclusion 79
3.5. Effet de la salinité et du phosphate sur les paramètres Physiologiques 80
3.5.1. Paramètres minéraux 80
3.5.1.1. Teneur des plantes en P 80
3.5.1.2. Teneur des plantes en Na 82
3.5.1.3. Teneur des plantes en K 85
3.5.2. Paramètres métaboliques 87
3.5.2.1. Teneur des plantes en chlorophylles A+B 89
3.5.2.2. Teneur des plantes en glucides 91
3.5.2.3. Teneur des plantes en Proline 93
3.5.2.4. Teneur des plantes en Protéines 96
3.5.2.5. Teneur des plantes en Lipides 98
3.5.2.6. Conclusion 99

Conclusion générale et Perspective 100

Bibliographie citée

Annexes

Liste des tableaux

N°	Titre	page
01	*Répartition numérique des espèces d'Atriplex dans le monde.*	**03**
02	*Les Atriplex en Afrique du Nord.*	**04**
03	*Répartition des différentes espèces d'Atriplex dans l'Algérie.*	**05**
04	*Classification du genre Atriplex*	**05**
05	*Seuils de sodicité (ESP, SAR_e) et de salinité (CE_e) utilisés pour un classement général des sols.*	**25**
06	*Échelle modifiée d'après Alberta Environment (2001) in (Bois, 2005) caractérisant le niveau de stress salin et sodique pour la végétalisation d'un terrain en considérant la conductivité électrique (CE_e) et le ratio d'absorption du sodium (SAR_e).*	**25**
07	*Classification des eaux d'irrigation*	**26**
08	*Caractéristiques Physico-chimiques du sol utilisé*	**33**
09	*Caractéristiques chimique du DO_{20}*	**34**
10	*Données climatiques de la région de Tébessa.*	**36**
11	*Méthodes d'analyse du sol*	**42**
12	*Amorces RAPD sélectionnées, nombre de fragments amplifiés et polymorphes et valeurs des PIC obtenus.*	**47**

Liste des figures

N°	Titre	page
01	*Atriplex halimus*.	**06**
02	*Atriplex nummularia.*	**07**
03	*Atriplex canescens.*	**08**
04	*Cycle du phosphore dans la biosphère.*	**13**
05	*Cycle du phosphore dans le sol*	**15**
06	*Changement dans la forme du P soluble du sol en fonction du temps et du développement du P total*	**15**
07	*Changement dans la forme du P soluble du sol en fonction du pH*	**16**
08	*Présentation schématique du phosphore assimilable des sols*	**17**
09	*Dispersion (domaine de Ca^{2+}) et gonflement des argiles (pénétration du Na^{+}*	**25**
10	*Dispositif expérimental **(1)** (Testes de germination réalisé dans des boites de pétri en laboratoire).*	**35**
11	*Dispositif expérimental **2**. (Essai réalisé dans des pots sur champs).*	**38**
12	*Figure 12. Représentation de la codification et de la répartition des génotypes étudiés sur les sites d'échantillonnage représentés sur la carte de la wilaya et de la plaine de Tébessa (Algérie).*	**39**
13	*Exemple de gel d'agarose montrant un profile d'ADN amplifié avec la réaction RAPD-PCR utilisant l'amorce OPA02 (Photo **a**) et OPC08 (Photo **b**) et 14 génotypes appartenant à 3 espèces d'Atriplex.*	**47**
14	*Matrice de corrélation représentant le coefficient de similarité existant entre les génotypes étudiés, générée par les marqueurs RAPD.*	**48**
15	*Dendrogramme représentant les distances génétiques existantes entre les génotypes étudiés, générées par les marqueurs RAPD.*	**49**
16	*Variation du **taux de germination cumulé** (TGC) des semences de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différentes techniques de la levée de Dormance.*	**55**
17	*Variation du **Temps moyen** (Tm) et du **coefficient d'uniformité de germination** (CUG) des semences de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différentes techniques de la levée de Dormance.*	**57**
18	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la tige d'A. halimus.*	**62**
19	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la tige d'A. nummularia*	**62**
20	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la tige d'A. canescens.*	**62**
21	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la racine d'A. halimus.*	**64**
22	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la racine d'A. nummularia*	**64**

23	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la racine d'A. canescens.*	**64**
24	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la feuille d'A. halimus.*	**66**
25	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la feuille d'A. nummularia*	**66**
26	*Coupe anatomique représentant la structure primaire de la feuille d'A. canescens.*	**66**
27	*Anatomie comparée de la TIGE des trois espèces d'Atriplex.*	**68**
28	*Anatomie comparée de la RACINE des trois espèces d'Atriplex.*	**70**
29	*Anatomie comparée de la FEUILLE des trois espèces d'Atriplex.*	**72**
30	*Variation du **pH** du substrat de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**74**
31	*Variation du **C.E.** du substrat de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**76**
32	*Variation du **P** du substrat de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**77**
33	*Variation du **Na** du substrat de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**80**
34	*Variation du **K** du substrat de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**82**
35	*Variation de la teneur foliaire en **P** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**84**
36	*Variation de la teneur foliaire en **Na** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**86**
37	*Variation de la teneur foliaire en **K** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**89**
38	*Variation de la teneur foliaire en **Chlorophylles** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**91**
39	*Variation de la teneur foliaire en **Glucides** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**94**
40	*Variation de la teneur foliaire en **Proline** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**95**
41	*Variation de la teneur foliaire en **Protéines** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**98**
42	*Variation de la teneur foliaire en **Lipides** de trois espèces d'Atriplex en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.*	**100**

Liste des abréviations

P	*: Phosphore.*
NaCl	*: Chlorure de Sodium.*
A	*: Atriplex*
H.C.D.S.	*: Haut commissariat au développement de la steppe.*
Var	*: Variété.*
L	*: Linné.*
Min	*: Minute.*
CE	*: Conductivité électrique.*
dS	*: Déci Siemens.*
ESP	*: Pourcentage de Sodium Echangeable.*
C.E.C.	*: Complexe d'Echange Cationique.*
SAR	*: Ratio d'Absorption du Sodium.*
DO 20	*: Djebel Onk à 20% P_2O_5.*
TSP	*: Triple Super Phosphate.*
D0	*: Dose 0gNaCl/Kg de sol.*
D1	*: Dose 2gNaCl/Kg de sol.*
D2	*: Dose 4gNaCl/Kg de sol.*
D3	*: Dose 8gNaCl/Kg de sol.*
D4	*: Dose 16gNaCl/Kg de sol.*
CTE	*: Concentration totale en électrolytes.*
pb	*: Paire de bases.*
TGC	*: Temps de germination cumulée.*
Tm	*: Temps moyen de la germination.*
CUG	*: Coefficient d'uniformité de la germination*

Introduction

La superficie totale de l'Algérie s'élève à 238 millions d'hectares dont 80,33% des terres sont improductifs, 1,76% des forêts, 1,22% surfaces alfatières, 3,45% surface agricole utile et 13,22% de terrains steppiques qui sont utilisés comme pacage et parcours et constituent le domaine essentiel du pastoralisme en Algérie (Ministère de l'Agriculture (1992, 1997 et 2000).

La steppe s'étende de l'étage climatique semi-aride (300 à 400mm) à l'étage aride (100 à 300mm). Elle est dominée par une végétation particulière telle que l'armoise (*Artemisia herba alba*), l'Alfa (*Stipa tenacissima*), le sparte (*Lygeum spartum*) et l'arroche (*Atriplex halimus*). (FAO, 2010a).

En Algérie, comme pour la plupart des pays méditerranéens, dans les zones arides et semi-arides, la sécheresse observée depuis longtemps a conduit manifestement au processus de salinisation des sols (Osenda, 1954). Cette dernière est non seulement liée aux conditions climatiques mais également au recours, souvent mal contrôlé, à l'irrigation. Le fort ensoleillement et la faible pluviométrie font accumuler les sels dissous, en surface (Bennacer et al, 2001). La combinaison de ces contraintes naturelles, sécheresse et salinité, devient de plus en plus stressante pour la croissance et le développement des plantes, dans leur milieu (Lauchli et Epstein, 1990) et une menace pour l'équilibre alimentaire (Kinet et al. 1998). Les dernières données montrent que plus de 3.2 millions d'hectares sont salés en Algérie. (Ministère de l'Agriculture, 2000).

La valeur et la productivité des sols à haute teneur en sels diminuent considérablement chaque année à travers le monde, causant d'importants dommages socio-économiques et environnementaux à long terme. Le coût global de la salinité provoquée par l'irrigation est équivalent à environ 11 milliards de dollars (EU) par an (FAO, 2010a).

Pour lutter contre la salinisation des terres, l'utilisation de méthodes appropriées de gestion est indispensable. Savoir discerner les symptômes des sols salins à l'avance peut éviter à la fois de coûteux efforts de remise en valeur et des pertes de terres supplémentaires. Toutefois, en cas de salinisation du sol, sa régénération demeure possible par une bonne gestion combinant des pratiques agronomiques et des considérations socioéconomiques. Ainsi, une réhabilitation des sols salins peut débuter par la mise en place d'un drainage efficace et l'utilisation d'une eau d'irrigation de bonne qualité pour abaisser les teneurs en sels solubles. Il est aussi envisageable d'utiliser des végétaux qui présentent une forte tolérance au sel (FAO, 2010b). En outre, le recours à des espèces halophytes permettra une utilisation plus efficace de l'eau et la mise en valeur de nouvelles zones de culture. (Frank 2003).

Parmi les halophytes, le genre *Atriplex* (Chenopodiaceae) renferme des espèces xérohalophytes bien adaptées aux conditions pédoclimatiques des régions arides et semi-arides (Le Houérou, 1992).

En Algérie, les Atriplexaies représentent prés d'un million d'hectares plus ou moins dégradé (Ouadah, 1982). On les trouve dans les zones dites steppiques : Tébessa, Biskra, Boussaâda, Djelfa, Tiaret et Saida. Aux alentours des Chotts : à Chott El-Gharbi, à El Bayadh (Chott E-Chergui), Mécheria et Tissemsilt. Il se trouve aussi dans les zones littorales, à Mostaganem et aux alentours de la Sebkha d'Oran (Ghezlaoui, 2001).

Ces espèces présentent une palatabilité et une appétibilité très satisfaisantes (Kinet at al. 1998), riche en protéine brutes, elles constituent une source importante pour le cheptel en matière azotée (Rahmoune et al. 2004b), essentiellement en période de disette (shatnawi et Mohawesh, 2000). Dotées d'une biomasse aérienne et racinaire assez importante, elles constituent un outil efficace et relativement peu coûteux dans la lutte contre l'érosion et la désertification des sols surtout dans les zone dégradées pastorales (Chisci et al.1991).

En plus de cette ressource phyto-génétique qui est l'*Atriplex* dont l'espèce la plus représentative, au niveau de la zone d'étude (Tébessa), est *A. halimus*, la région est dotée d'un gisement de phosphate naturel d'une réserve colossale estimée à de 2 milliards de tonnes. (Ferphos, 1996). Ainsi, nous avons envisagé la combinaison de ces 2 ressources naturelles (*Atriplex* et phosphate), qui sont disponibles et peu couteuses et ce dans le but de stimuler, à la fois, la régénération de la fertilité des sols et la tolérance des plantes aux stress, causés par la salinisation et la sécheresse.

Plusieurs études ont montré que l'apport des phosphates améliore significativement les paramètres du sol et de la plante et permet de contrecarrer, relativement, certains effets de la salinité. En outre, les effets entre phosphate et salinité, ne sont rien d'autre que la résultante des interactions entre le phosphore et le sodium qui peuvent avoir lieu aussi bien, au niveau des zones d'échanges du sol qu'au niveau de la physiologie de la plante.

Pourtant, peu d'études ont traité le phénomène des interactions minérales, de façon globale, et celui des interactions P-Na de façon spéciale, bien qu'en réalité, les minéraux n'agissent pas selon un mode isolé, mais plutôt interactif (Rahmoune et al, 2001).

Dans cette vision, nous avons mené cette expérimentation afin de détecter voire même de mesurer les effets des interactions entre le Phosphore et le Sodium, au niveau du sol d'une part et au niveau de la plante, d'autre part.

Pour ce faire nous avons appliqué, à la fois, des doses croissantes de NaCl et 2 types de phosphates (TSP et DO20) sur 3 espèces d'*Atriplex* (*A. halimus, A. nummularia et A. canescens*). Les paramètres qui nous ont permis de caractériser l'impact des interactions entre le phosphore et le chlorure de sodium consistent aux paramètres physicochimiques et minéraux du sol ainsi que certains solutés minéraux et organiques de la plante.

Nous avons aussi réalisé une analyse moléculaire du génome des plantes étudiés dans le but de les discriminer génétiquement. En outre, des testes de germination poussés ainsi qu'une analyse anatomique approfondie ont été aussi réalisés. Les résultats de ces manipulations ont été présentés dans le chapitre 3. Cependant, une synthèse bibliographique ainsi que l'ensemble du matériel et des méthodes sont rapportés respectivement, dans les chapitres 1 et 2.

CHAPITRE 1.

Synthèse

Bibliographique

CHAPITRE 1. Synthèse bibliographique

1.1. Les *Atriplex*

1.1.1. Introduction

Les *Atriplex* sont des plantes halophytes dotées d'une série de caractères écologiques et physiologiques permettant la croissance et la reproduction dans un environnement salin. (Haddioui et Baaziz, 2006). Il existe quelques voies importantes de la classification des halophytes ; l'origine de l'évolution des halophytes ainsi que leurs distributions globales, qui sont fortement discutées. (Rozema, 1996).

Les *Atriplex* appartiennent à la famille des Chénopodiacées, qui fait, elle-même, partie de la classe des dicotylédones. Il se caractérisent par leur grande diversité (Kinet et al., 1998). Les études anatomiques montrent que 40 % des *Atriplex* étudiées sont des plantes en C3 et 60 % en C4 (Smaoui, 1972 ; Osmond et al.,1980). Le nombre de chromosomes (l'haploïdie) chez les *Atriplex* est 9, il existe des espèces diploïdes (2n=18) tandis que d'autres sont tétraploïdes ou héxaploïdes. Selon l`index plantarum de Kew le genre *Atriplex* renferme (417) espèces dans le monde (Le Houérou ,1992). Selon Kaocheki, (1996) le nombre total des espèces d'*Atriplex* est estimé à 400. Certaines sont herbacées, d'autres arbustives ; elles peuvent être annuelles ou pérennes. D'après Choukr-Allah (1996), dans le bassin méditerranéen, le genre *Atriplex* inclut 48 espèces et sous espèces.

1.1.2. Géobotanique

1.1.2.1. Répartition dans le monde

Les plantes du genre *Atriplex* sont présentes dans la plupart des régions du globe. Le nombre approximatif, de ces espèces, dans divers régions et pays arides et semis arides du monde, est récapitulé dans le tableau ci-dessous (Tableau 1.)

Tableau 1. Répartition numérique des espèces d'*Atriplex* dans le monde

(Le Houérou, 1992)

Pays ou régions	Nombre d'espèces et/ou sous espèces	Pays ou régions	Nombre d'espèces et/ou sous espèces
États-Unis	110	Baja Californie (Mexique)	25
Australie	78	Afrique du nord	22
Bassin méditerranéen	50	Texas	20
Europe	40	Afrique du sud	20
Ex. URSS	36	Iran	20
Proche-Orient	36	Syrie	18
Mexique	35	Palestine & Jordanie	17
Argentine	35	Algérie & Tunisie	17
Californie	32	Bolivie & Pérou	16
Chili	30		

1.1.2.2. Répartition en d'Afrique

En Afrique du nord le genre *Atriplex* comprend 15 espèces spontanées, 2 espèces naturalisées et 2 espèces introduites. Ces espèces se répartissent en 9 espèces vivaces, une espèce biannuelle et 9 espèces annuelles (Tableau 2).

Tableau 2. Les *Atriplex* en Afrique du nord (FAO, 1971)

Espèces spontanées		**Espèces naturalisées**		**Espèces introduites**
Annuelles	**Vivaces**	**Annuelles**	**Biannuelles**	**Vivaces**
A. chenopodioides	*A. colorei*	*A. inflata*	*A. semibaccata*	*A. nummularia*
A. dimorphostegia	*A. coriacca*			*A. lentiformis*
A. hastata	*A. glauca*			
A. littoralis	*A. halimus*			
A. patula	*A. malvana*			
A. rosea	*A. mollis*			
A. tatarica	*A. portulacoides*			
A. tornabeni				

1.1.2.3. Répartition en Algérie

En Algérie, Qezel et Santa (1962) ont dénombré 13 espèces natives dont 5 pérennes et 8 annuelles (tableau 2.). Le Houérou (1992) a ajouté à cette liste deux espèces naturalisées : *A .semibacata* R.Br : Espèce pérenne et *A .inflata* F.V Muell : Espèce annuelle.

Le haut commissariat algérien au développement de la steppe (H.C.D.S.) et dans le cadre du programme d'amélioration des parcours steppiques, a introduit, à partir de 1985, les espèces d'*Atriplex* suivantes : *A. lentiformis* S.Wats : originaire de Californie, *A. canescens* (purch) : originaire de USA et *A .nummularia* Lindl. subsp *nummularia*: originaire d'Australie.

Tableau 3. Répartition des différentes espèces d'*Atriplex* dans l'Algérie (Qezel et Santa, 1962).

Espèces	Nom	Localisation
Annuelles (Diffèrent généralement par la forme des feuilles, du port et des valves fructifères)	*A. Chenopodioides* Batt.	Bouhanifia (Mascara) (très rare)
	A.littoralis L.	Environ d'Alger (rare).
	A. hastata L.	Assez commune dans le Tell et très rare ailleurs.
	A. patula L.	Assez commune dans le Tell et très rare à Aflou.
	A. tatarica L.	Annaba et Sétif (très rare)
	A. rosea L.	Biskra et sur le littoral d'Alger et d'Oran (très rare).
	A. dimorphostegia Kar et Kir.	Sahara septentrional (assez commune), Sahara central (rare).
	A. tornabeni Tineo.	Sahel d'Alger, Golfe D'Arzew (très rare).
Vivaces (Diffèrent généralement par la forme des feuilles, la taille de l'arbrisseau, le port des tiges et l'aspect du périanthe).	*A. portulacoides* L.	Assez commune dans le Tell
	A. halimus L.	Commune dans toutes l'Algérie.
	A. mollis Desf.	Biskra et Oued-el-Khir (très rare).
	A. coriacea Forsk.	
	A. glauca L.	Commune en Algérie.

1.1.3. Botanique

1.1.3.1. Classification du genre *Atriplex*

Tableau 4. Classification classique et phylogénétique du genre *Atriplex* (www. Telabotanica.org. consulté 2011).

Classification classique	
Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Caryophyllidae
Ordre	Caryophyllale
Famille	Chenopodiaceae
Genre	*Atriplex*
Classification phylogénétique	
Ordre	Caryophyllale
Famille	Amaranthaceae

1.1.3.2. **Botanique du genre *Atriplex***

Le genre *Atriplex* renferme des espèces de plantes d'une morphologie très variable. Elles peuvent être vivaces ; en forme de sous-arbrisseaux ou herbacées annuelles. Les *Atriplex* sont d'une couleur verte ou faiblement blanchâtre, ou encore blanche argentée. Les feuilles de ces plantes sont hastées ou lancéolées, caractérisées par un limbe bien développé, toujours apparent, dilaté, plane, entier ou lobé. Les plantes de ce genre ont comme caractère commun des fleurs unisexuées, monoïques ou dioïques et parfois elles peuvent être hermaphrodites. Les pleurs mâles sont sans bractées mais elles possèdent un périanthe composé de 4 à 5 sépales entourant 3 à 4 étamines. (Quezel et Santa, 1962). Par contre, d'après Bonnier et Douin (1994), elles ont 2 sépales qui sont comme aplatis, libres ou soudés entre eux, où il se trouve 3 à 5 étamines insérées à la leur base. Ces derniers auteurs décrivent les fleurs femelles comme étant dépourvues de bractées et possédant un calice à 5 sépales. L'ovaire est uniloculaire et uniovulé lié à 2 styles filiformes, soudées entre eux dans leur partie inférieures. Le fruit est membraneux, à contour ovale et comprimé entre les 2 bractées de la fleur femelle ou hermaphrodite. La graine est lenticulaire, noire et disposée verticalement (Quezel et Santa, 1962 ; Bonnier et Douin, 1994).

1.1.3.3. **Botanique succincte des espèces étudiées**

a. Atriplex halimus

- Espèce très polymorphe, étalée sur toute la région méditerranéenne, les côtes de l'Atlantique et de la manche. Selon (Kinet et al. 1998) l'*Atriplex halimus* est une plante native d'Afrique du nord.
- Arbuste de 1 à 3 m de haut, très rameux, multicaule, formant des touffes pouvant atteindre 1 à 3 m de diamètre. Cette espèce peut avoir une allure dressée ou étalée, érigée ou intriquée (Mozafar et Goodin, 1970).
- Les feuilles sont assez grandes et font 2 à 5 cm de longueur 0,5 à 1 cm de largeur (Quezel et Santa, 1962). Elles sont alternes, pétiolées, ovales, plus au moins charnues et couvertes de poils vésiculeux blanchâtre ou globuleux appelés trichomes (Franclet et Le Houérou, 1971). Elles peuvent être entières ou légèrement sinuées, parfois aiguées au sommet et trinervées (Mozafar et Goodin, 1970).
- Les fleurs sont monoïques, nues, avec des inflorescences en panicule d'épis terminal (Pottier-alapetite, 1979).
- D'apès Franclet et Le Houérou (1971), les valves fructifères sont cornées à la base.
- Les graines sont d'une teinte roussâtre.

Selon Le Houérou (1992, 2000), *Atriplex halimus* comprend deux sous espèces : *Atriplex halimus* subsp *halimus* et *Atriplex halimus* subsp schweinfurthii.

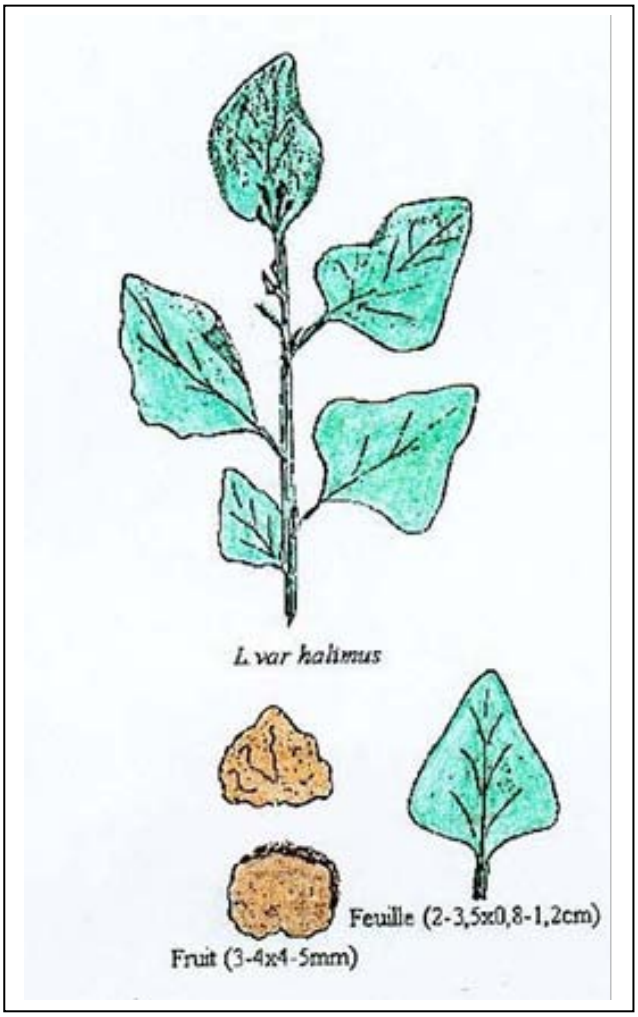


Figure 1. *Atriplex halimus* (Mâalem, 2002)

b. Atriplex nummularia

- Espèce originaire d'Australie, rencontrée dans toutes les zones arides et semi-arides.
- Arbuste érigé, ascendant, plus au moins rameux, de 1 à 3 m de haut, plante dioïque se propageant souvent par marcottage.
- Feuilles alternes, de 2,5 à 5 cm de longueur sur 2 à 5 cm de largeur, grise verdâtre, pétiolées, à poils vésiculeux blanchâtres et trinervées.
- Inflorescences mâles en épis aphylles, groupées en panicules terminales. Inflorescence femelles en grappes feuillées.
- Valve fructifère presque libre, arrondie, épaisse et indurée à la base (Franclet et Le Houérou, 1971).

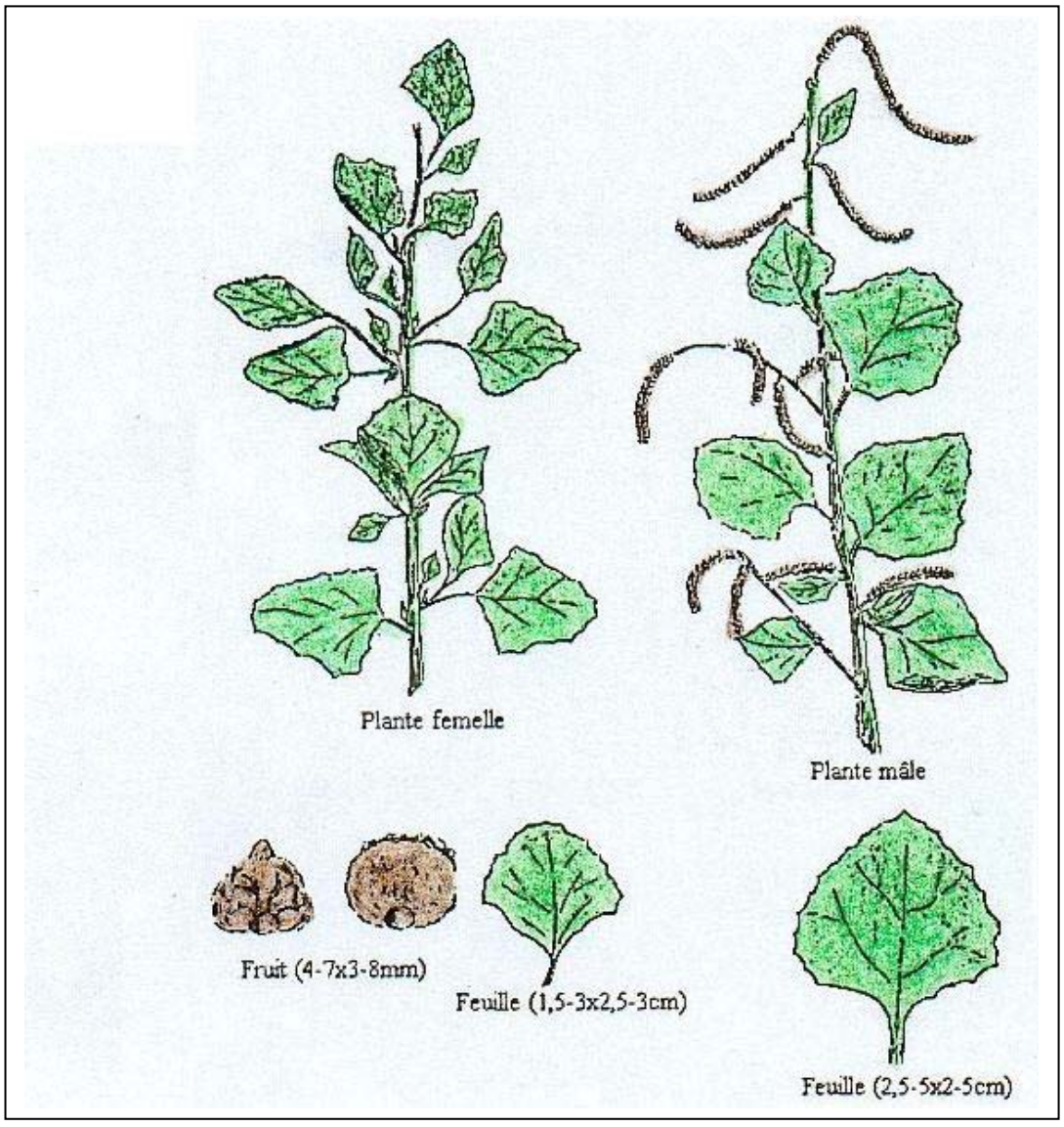


Figure 2. *Atriplex nummularia* (Mâalem, 2002)

c. Atriplex canescens

- Espèce originaire du Nord West américain, se trouve au Colorado, Utah, Wyoming, Nevada, New Mexico, Ouest du Texas et au Nord du Mexique.
- Arbuste buissonneux de 1 à 3 m de haut, formant des touffes de 1 à 3 m de diamètre. Port plus au moins intriqué, rameaux blanchâtres.
- Feuilles courtement pétiolées, entières, alternes, linéaires, lancéolées, uninervées, et grisâtre, de 3 à 5 cm de longueur sur 0,3 à 0,5 cm de largeur, accompagnées de feuilles axillaires plus petites (0,5 à 1,5 sur 0,1 à 0,3 cm).
- Inflorescence dioïque en épis simple ou paniculée au sommet des rameaux pour les mâles, axillaires ou en épis subterminaux pour les femelles. (Franclet et Le Houérou, 1971).

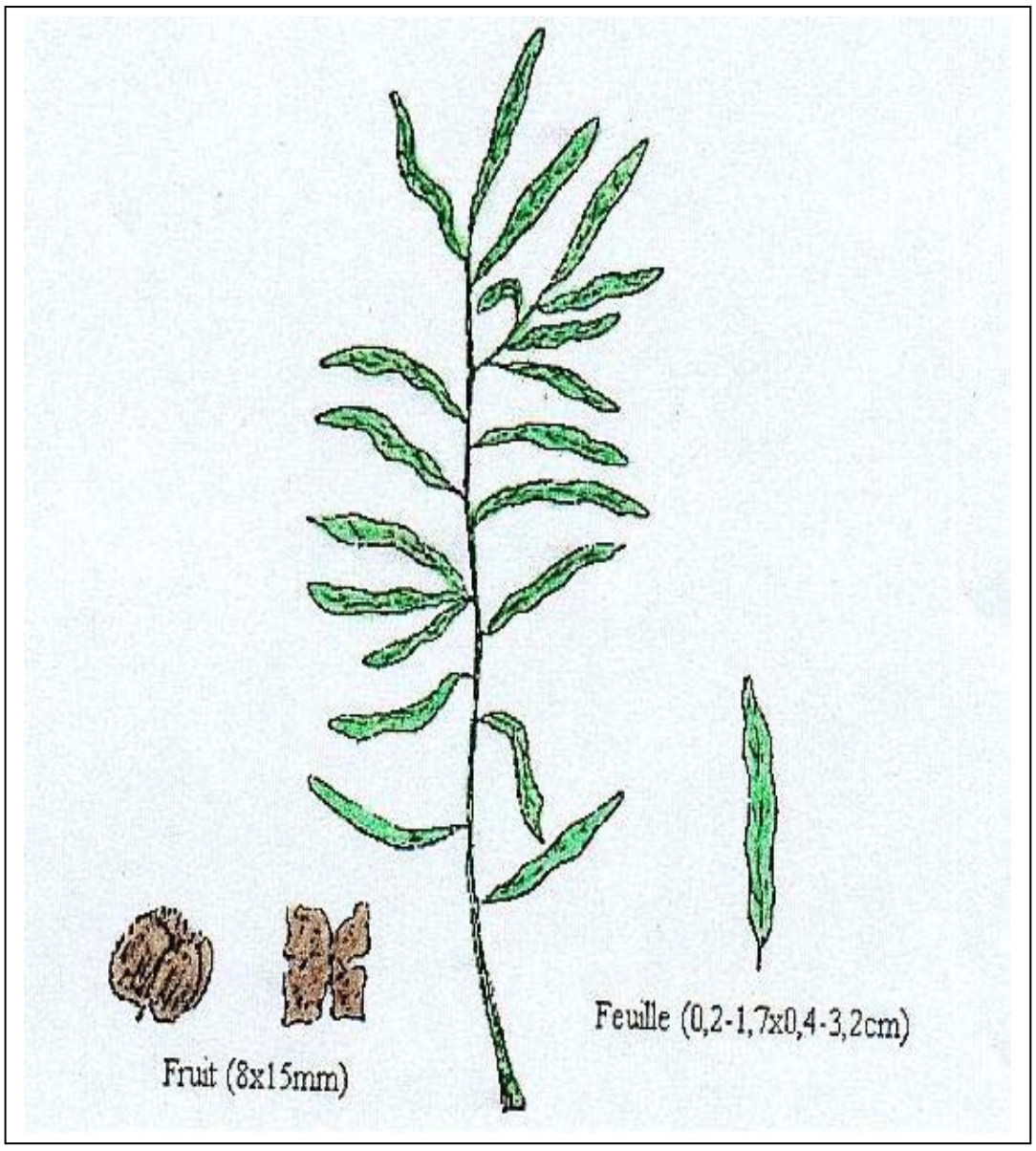


Figure 3. *Atriplex canescens* (Mâalem, 2002)

1.1.4. Biologie et Ecophysiologie

Au cours de la germination, les *Atriplex*, comme toutes les halophytes, se trouvent confrontés aux problèmes de salinité. En général, dès que la salinité du milieux augmente la vitesse et le taux de germination baissent (Belkhodja et Bidai, 2004 ; Ajmel et al., 2000). Toutefois, la capacité de germination d'*Atriplex halimus* n'est pas altérée par une imbibition de 5 jours dans un milieu contenant 50 g/l de NaCl. Chez cette espèce, l'inhibition de la germination et surtout attribuée à l'effet osmotique de NaCl (Katembre et al., 1998). Selon Bouzid et Papaastasis (1996), l'imbibition des graines pendant 24 heures avec l'eau de pluie puis leur séchage à l'ambre augmente le pourcentage de germination de 52 à 70%. Batanouny (1996), souligne que les espèces halophytes germent dans leurs habitats salins natifs, où cette germination est sensiblement affectée par les relations d'eau, car le NaCl inhibe la germination en limitant l'absorption de l'eau.

Il est aussi à noter que la germination des graines de différentes espèces dans un même habitat ne se passe pas en même temps, il y a une distribution temporelle de cette germination tout au lent des saisons.

D'après Hamdy (1996), la germination, l'émergence et la croissance tardive des plantules d'halophytes sont les périodes les plus critiques pour obtenir une bonne position. Les pertes dans les densités des plantes pendant ces périodes ne peuvent être compensées et causeront une perte équivalente dans la production. Selon le même auteur la croissance des plantes est affectée par le niveau de la salinité de la solution du sol. Paradoxalement, la croissance et le développement des halophytes exigent un niveau minimum de salinité pour être stimulés.

D'après Badjji et al. (1998) ainsi que Belkhodja et Bidai (2004), l'*Atriplex halimus* reste capable de croître en présence de 300 mM de NaCl et reste en vie quand il est confronté à 600 mM qui est une dose élevée dépassant celle de l'eau de mer (500 mM).

Chez les halophytes, la reproduction végétative se présente comme un mécanisme bien adapté, vue que plusieurs entre elles sont réduites par des limites écologiques étroites. En effet, il a été observé, chez plusieurs espèces *d'Atriplex*, tel que *A. canescens*, que la reproduction végétative a pris l'avantage sur la reproduction sexuelle, à tel point que la reproduction végétative est devenue un moyen privilégié de reproduction (Barrow, 1997). A titre d'exemple, la multiplication d'*A. halimus* est réalisé par division des rejets alors que chez *A. nummularia* elle se fait par bouturage (fiches d' *A. halimus* et d'*A. nummularia* « www.plantencyclo.com » (consulté : novembre 2008)).

1.1.5. Variabilité génétique des *Atriplex*

Plusieurs auteurs (Franclet et Le Houérou, 1971 ; Ben Ahmed, 1995 ; Kinet et al., 1998, ont mis en évidence (*in situ* et *in vitro*) le remarquable polymorphisme de l'*Atriplex* au niveau de la morphologie des structures végétatives et reproductrices ainsi qu'une grande variabilité au niveau du comportement physiologique des individus, ainsi que dans la production de biomasse. Quant aux feuilles, leur forme, comme chez celles d'*Atriplex halimus,* peut correspondre à celles d'autres espèces du même genre; elle varie avec l'origine géographique de l'individu et, sur un même pied, elle est différente selon

l'état physiologique de la plante ou la position de la feuille sur un même axe. Ce polymorphisme semble être une caractéristique des chénopodiacées (Ozenda, 1983 in Kinet et al., 1998). Les différentes espèces d'*Atriplex* montrent aussi une grande variabilité dans la réponse aux différents stresses biotiques et abiotiques (Salaman et Ajmel, 1998).

Une variabilité intra-spécifique importante à également été enregistrée chez les *Atriplex* dans l'efficacité de la transpiration, dans l'utilisation de l'eau en condition de stress hydrique et dans l'efficacité du photosystème II (PS II). Gustafsson (1973 et 1976 in Mesbah, (1998) suppose que cette variabilité serait de nature génotypique.

Des études plus récentes sur les *Atriplex*, isoenzymatiques (Haddioui et Baaziz, 2001 ; Abbad et al., 2004) et moléculaire (Ortiz-Dorda, 2005), ont mis en évidence l'existante d'une large diversité génétique inter et intraspécifique, quant aux génotypes testés. Ces derniers auteurs rapportent que la variabilité phénotypique caractérisant les *Atriplex* est peut être sous le contrôle d'une base génétique.

1.1.6. Importance écologique et économique

Les Chénopodiacées qui comprennent les genres *Atriplex*, *Chenopodium*, *Rhagodia* et *Halimione* ont une appétibilité très variable mais constituent un élément important des pâturages arbustifs arides et semi-arides dans bien des pays (Document archive FAO, «http://www.FAO.org » (consulté : 2008)). Ils fournissent une quantité considérable de fourrage dans les périodes où la nourriture se fait spécialement rare (Andueza et al, 2000). *Atriplex halimus* L. peut contribuer à la valorisation des sols marginaux et dégradés et à l'amélioration des productions végétale et animale dans plusieurs régions démunies (Le Houérou, 1992). Certains génotypes d'*A. halimus* ont une valeur énergétique adéquate qu'ils maintiennent à des niveaux acceptables même durant une pénurie d'eau. Les plants d'*A. halimus* pourraient être recommandés pour le repeuplement et la régénération des zones arides dégradées, et, par voie de conséquence, assurer durant les périodes de sécheresse l'alimentation du cheptel animal dans ces régions défavorisées. (Essafi et al. 2007).

Le repeuplement à base de buissons fourragers du genre *Atriplex* constitue une excellente solution au problème de la désertification. En effet, ces plantes possèdent un système racinaire très développé qui leur permet d'utiliser les réserves d'eau du sol de façon exhaustive et de former un réseau dense susceptible d'agréger le sol et de le rendre résistant à l'érosion (Osmond et al.,1980).

Caractérisé par une croissance rapide, les *Atriplex*, nécessitant peu de soins dans les premiers stades de développement, et leur exploitation peut donc commencer rapidement. Une bonne formation d'*Atriplex halimus* peut produire jusqu'à cinq tonnes/ha de matière sèche par an sur des sols dégradés ou salins inutilisables pour d'autres cultures (Dutuit et al. 1991).

En période de sécheresse et de soudure saisonnière, ces plantes présentent une source comparative à d'autre type de fourrage avec une phytomasse riche en azote aboutissant à une grande productivité (Borruel, 1998 ; Michael et allan, 1993), elles sont également riches en protéines (10 à 20% de la matière sèche) (Rahmoune et al., 2004 a).

Ces espèces qui constituent le support principal de l'industrie pastoral des régions sèches d'Amérique et d'Australie, pourraient améliorer sensiblement, la valeur de parcoure aride nord Africain. Ces arbustes fourragers présentent un grand nombre d'avantage dans la steppe sous le climat aride.

- Aptitude à utiliser des pluies hors saison,
- Aptitude à donner un excellent rendement pour des faibles doses d'eau,
- Empêchent la réduction des surfaces cultivables,
- Aspect esthétique, ornementale, paysagisme et aménagement des territoires.
- Elles représentent une ressource génétique indispensable pour l'ensemble des pays d'Afrique du nord face aux risques écosystématiques majeurs où elles:
    - Protègent les sols de phénomènes de salinisation fréquemment associés aux contraintes hydriques (par leurs résistances élevées à la sécheresse et à la salinisation) et valorisent ceux dégradés ;
    - Accroissent de la production animale des régions arides méditerranéennes et préservent l'équilibre alimentaire de ces régions. (Aronson, 1985 ; Le Houérou, 1989 ; Edward et al., 1997 ; Kinet et al., 1998).

1.2. Le Phosphore

1.2.1. Introduction

Le phosphore est présent chez tous les organismes vivants. Il joue un rôle essentiel dans le transfert d'énergie nécessaire à la croissance et l'amélioration de la productivité des plantes. Le phosphore constitue le 2ème élément en importance pour la nutrition végétale. Cependant, la majorité des sols cultivables en sont pauvres. (Giroux, 2002). En effet, selon Orphanos (1995), la plupart des sols en région méditerranéenne sont déficitaires en P (<4 mg P(Olsen)/kg sol). Plancquaert (1999) rapporte que pour une production optimale la teneur en P (Olsen) du sol devrait être supérieure à 20 mg P/kg sol.

C'est un élément indispensable et irremplaçable pour les besoins vitaux des plantes. (Lindsay, 1979). Il joue un rôle important dans le métabolisme énergétique, la synthèse et le métabolisme des glucides, participe à la composition du noyau cellulaire et se concentre dans les organes reproducteurs du végétal. Dans le sol, il se trouve sous forme minérale et organique. Dans les sols des régions tempérées, la forme minérale est la plus abondante. Le phosphore minéral présent dans les sols a pour origine les apatites des roches éruptives et métamorphiques, d'une formule empirique globale :
3 [Ca3 (PO4)2] Ca X2 où X peut être remplacé par CI-, F-, OH- ou $CO_3^=$ (Mathieu et Pieltain, 2003).

1.2.2. Cycle du phosphore dans la nature

Tout le phosphore de notre planète provient, à l'origine, principalement de roche magmatique et pour une très faible part des météorites (ISMA, 1980). Les roches phosphatées (apatites) s'altèrent lentement et leurs P, dissous dans l'eau des ruisseaux, des rivières et des fleuves, ces derniers vont progressivement enrichir l'eau de mer et des océans en cet élément contribuant à l'apparition de la vie (Baeyens, 1967 ; Pierzynski et al., 1994).

Le phosphore libéré des roches peut être absorbé par les végétaux terrestres et est absorbé par les plantes ou par des microorganismes, ou incorporé à des composés organiques et/ou fixés sur des argiles, ou encore transformés en un nouveau phosphate très peu soluble (Mathieu et Pieltain, 2003). Tandis que le phosphore parvenu en mer, s'il n'est pas bloqué par la sédimentation, est absorbé par la flore marine puis par les différents maillons de la chaîne alimentaire (Plancton, poissons, oiseaux…). Une bonne partie du phosphore soluble qui arrive dans les océans précipite en présence de Calcium, et s'intègre aux sédiments.

On estime couramment que 33 millions de tonnes de P/an sont déversés dans les océans (Ramade, 1982), alors qu'en 1990, 16 millions de tonnes de P sont utilisés comme fertilisant minéral.

Le transfert du P vers les océans est le résultat de processus naturels accélérés par l'agriculture (SCOPE, 1995 ; Frossard, 1996).
L'émergence des fonds marins à l'échelle de temps géologiques ramène le phosphore sédimenté (qui évolue à la forme apatite) à la portion terrestre et le cycle recommence (Ramade, 1984) Figure 4.

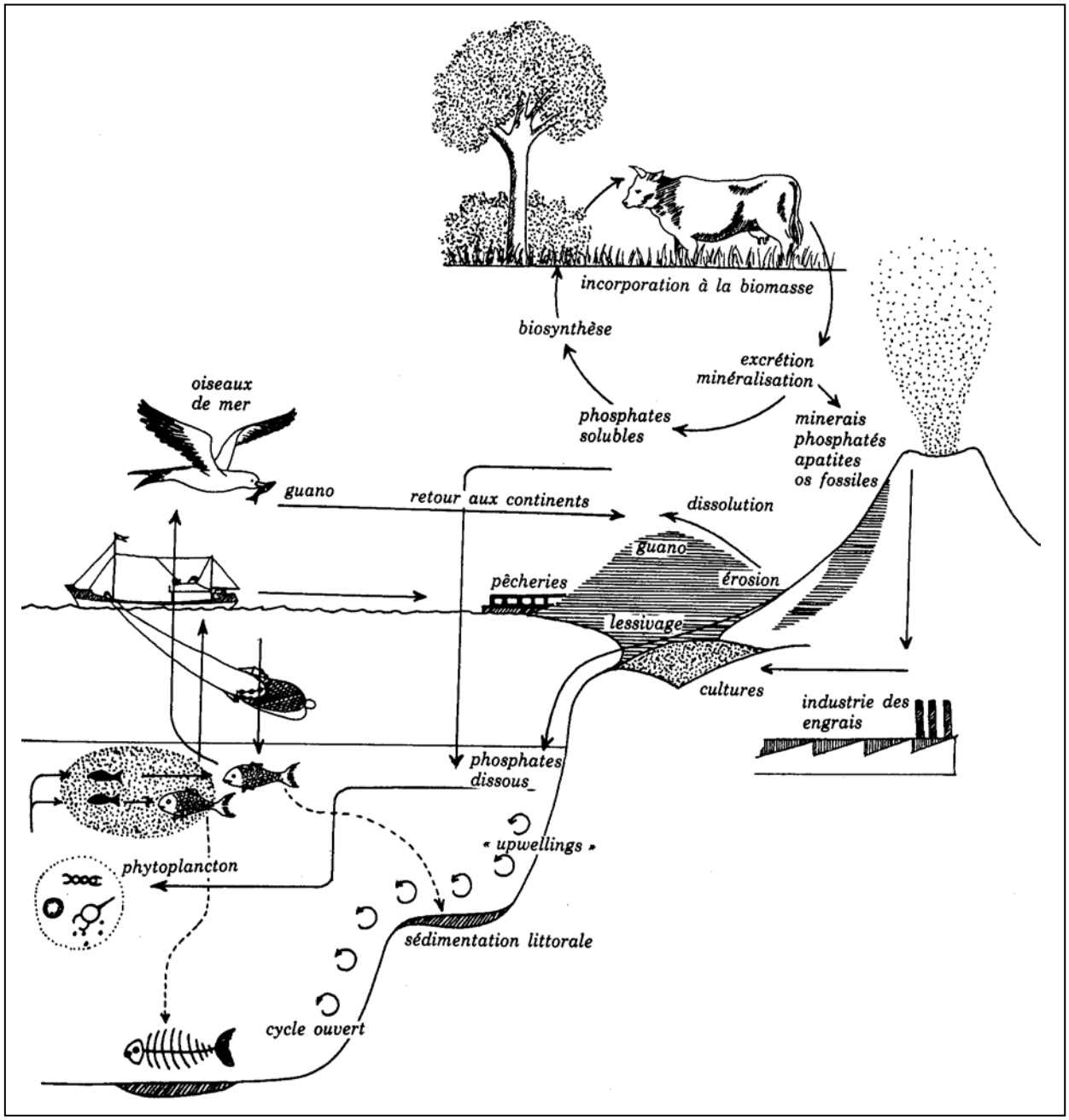


Figure 4. Cycle du phosphore dans la biosphère (Ramade, 1984)

1.2.2.1. Le phosphore du sol

Le stock du P disponible pour les êtres vivants est entièrement contenu dans la lithosphère. Les principales sources du Pi sont constituées par les roches ignées, comme les apatites et des dépôts de phosphates sédimentaires (Phosphorites par exemple). Se Pi est mis en circulation par lessivage et dissolution dans les eaux continentales. Il est ainsi introduit dans les écosystèmes terrestres. (Baeyens, 1967 ; Ramade, 1984 ; Pierzynski et al., 1994 ; SCOPE, 1995).

Les sols contiennent entre 100 à 300 mg/Kg de P, dont la plus grande partie se présente sous forme de composé *Orthophosphaté*. La solution des sols agricoles, contient 0,01 à 3,00 mg/l du P (Frossard et al. 2000).

Bien que le phosphore soit présent en grande quantité dans le sol, il y est souvent sous forme non assimilable (Steen, 1996 ; Arvieu, 1998) ou sous d'autres formes loin de la rhizosphère (Schachtman et al., 1998).

Dans les milieux dotés de conditions extrêmes de pH, soit très acides ou très calcaires, les phosphates évoluent vers des formes cristallisées insolubles et par conséquence, soustraites au cycle biologique ; ce processus est nommé rétrogradation (Fardeau et Conesa, 1994 ; Frossard et al., 1995 ; Dubus, 1997). Dans les milieux acides et riches en oxy-hydroxydes, une partie considérable du phosphore lié à l'aluminium précipite de façon irréversible. En milieu calcaire, la rétrogradation du P, se produit par formation de phosphates tricalciques, associés au calcaire actif. Ces composés sont particulièrement insolubles. La fixation de phosphore dans les différents types de sols est déterminée par le contenu d'argiles et d'oxy-hydroxydes. La capacité de fixation des phosphates est dépendante de la richesse des sols en composés amorphes (caractérisés par leur surface spécifique importante), en aluminium échangeable, et en matière organique (Fardeau et Conesa, 1994). Cependant les travaux de L'huillier et al. (1998) et Blake et Johnston (1999) ont montré que, dans plusieurs sols, la fixation irréversible n'a pas lieu.

Chimiquement, le phosphore est un élément est très réactif et les mécanismes de sa réaction dans le sol sont complexes (Azzaoui et al., 1994). Son cycle dans le sol, illustré dans la Fig 02, se compose de plusieurs réactions complexes, chimiques et microbiologiques où la quantité du P de la solution du sol, représente seulement une petite fraction des besoins de la plante. Le reste est obtenu à partir de la phase solide par la combinaison des processus : Abiotique et Biotique, la Précipitation-Dissolution, Absorption-Désorption et Immobilisation biologique-Processus de minéralisation (Frossard et al., 2000).

Le phosphore dissous est absorbé par les végétaux qui l'incorporent dans diverses substances organiques. Puis, les phosphates organiques sont restitués au sol, attaqués par les micro-organismes et retransformés en orthophosphates minéraux, à nouveau disponibles pour les plantes vertes et autres autotrophes.

Dans les écosystèmes terrestres, le cycle du P s'effectue de façon optimale avec un minimum de perte par lessivage, dans les conditions naturelles (Ramade, 1984).
Les compartiments dans lesquels il est présent au niveau du sol sont :

- La roche mère qui comprend le P non assimilable par les plantes.
- Le complexe argilo-humique du sol auquel est lié le P et qui devient disponible à la plante au cours de la culture.
- La solution du sol qui elle contient le P immédiatement utilisable par les plantes.

Les différentes formes du phosphore sont contrôlées par les propriétés intrinsèques du sol tels que : le pH, les ions solubles échangeables (Fe^{++}, Al^{+++}, Ca^{++}, Mg^{++}) et la nature et la surface des particules du sol (Holford, 1989).

Les principaux minéraux qui libèrent le P vers des formes plus solubles diffèrent quelque peu entre les sols, principalement en fonction du temps et de développement du P total du sol (Fig 03) (Dubus, 1997).

Le phosphore du sol se trouve sous différents pools, les principaux sont : le phosphore organique et le phosphore inorganique. (Schachtman et al. 1998 ; Sinaj et al., 1997 ; Pierzynski et al., 1994 ; Holford, 1989 ; Baeyens, 1967 ; Blanchet, 1960).

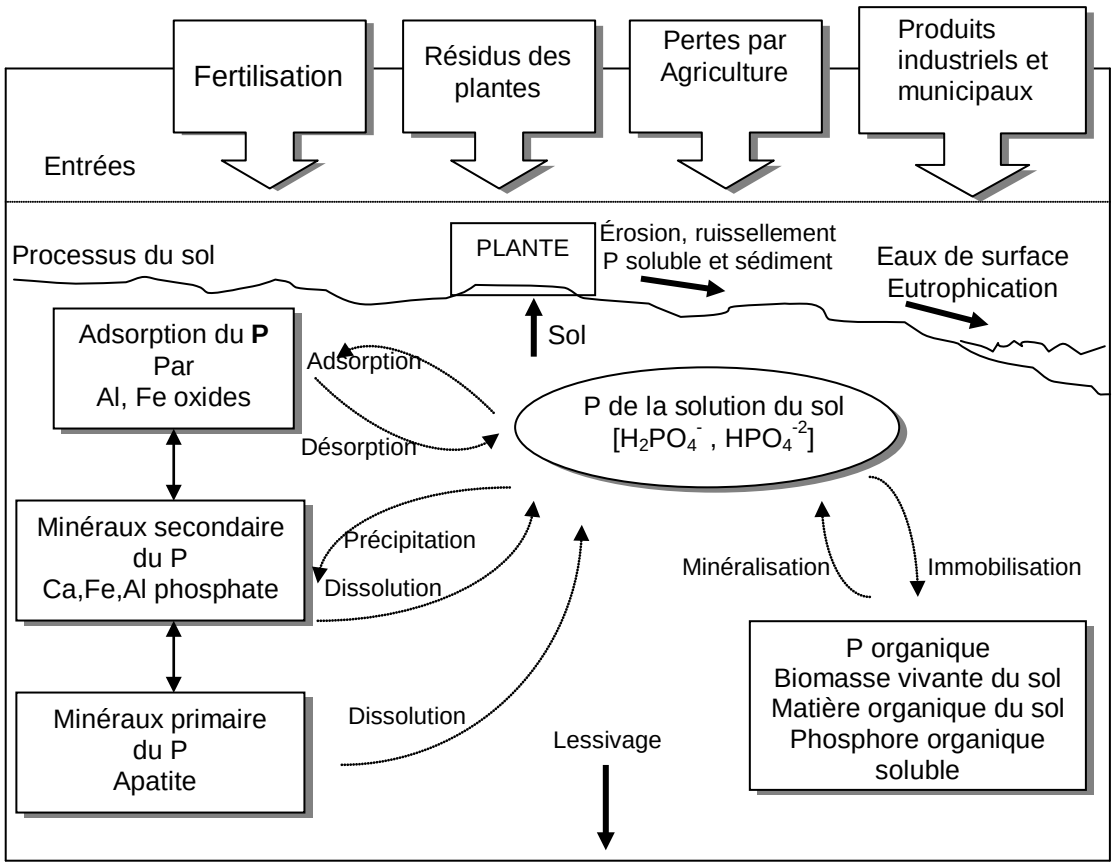


Figure 5. Cycle du phosphore dans le sol
(adapté par Gachon, 1969) in Pierzynski et al., 1994

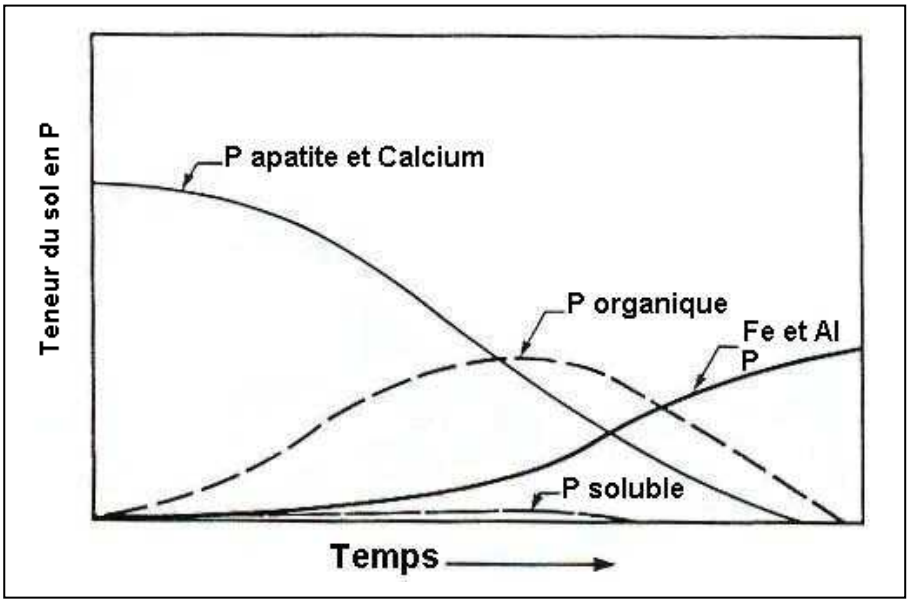


Figure 6. Changement dans la forme du P soluble du sol en fonction du temps et du développement du P total
(Adapté par Foft et Ellis, 1988 in Pierzynski et al., 1994)

a. Le phosphore inorganique du sol

C'est le phosphore inclut dans des minéraux comme les apatites, dans tous les composés d'oxy-hydroxydes de fer et d'aluminium, ainsi que dans les phosphates tricalciques associés à un calcaire actif (très insolubles dans les milieux calcaires).

Les teneurs des sols, classés normales en P varies entre 50 à 1500 mg/Kg avec 50 à 70% sous forme inorganique (Pierzynski et al., 1994). D'après Holford (1997) la fraction inorganique du P du sol, contient 170 formes minérales. Selon se même auteur dans la plupart des sols altérés les minéraux dominants sont les apatites : Calcium-Phosphate, sous la forme chimique générale Ca_{10} $(PO_4)_6X_2$ où le X représente les anions comme le F^- ,Cl , OH^- ou CO_3^{2-} .

D'après Norihiro et al., (1997) quant le phosphore solide des sols est dissous ou désorbé, il entre dans la solution du sol sous la forme inorganique, qui est largement contrôlée par le pH du sol (Fig 04). Aux différents niveaux du pH des sols agricoles, le phosphore existera sous ces formes monovalentes ($H_2PO_4^-$) ou divalente (HPO_4^{-2}) qui sont facilement absorbées par les plantes (Pierzynski et al., 1994 ; Frossard, 1996 ; Morel et al., 2000).

Dans les sols acides le phosphate soluble est adsorbé par les hydroxydes de Fe et d'Al et par les argiles, alors que dans les sols neutres et alcalins la réaction principale est la précipitation de di- et triphosphate de calcium. En général, le maximum de la solubilité du phosphore se rencontre entre un pH de 6.0 et 7.0 (sols faiblement acide ou neutre). Cependant, dans les sols avec un pH de 7.0 ou plus élevé la production des acides organiques par les racines des plantes et microorganismes réduit le pH dans la rhizosphère ce qui tend à augmenter la solubilité du phosphate des apatites et des phosphates de Ca (Whitehead, 2000).

La solubilité des ions phosphates associés aux hydroxydes de Fe et d'Al augmente grâce aux acides organiques (citrique et malique) qui sont capables de former des complexes stables mais solubles avec les ions Fe et Al (Kucey *et al.*, 1989).

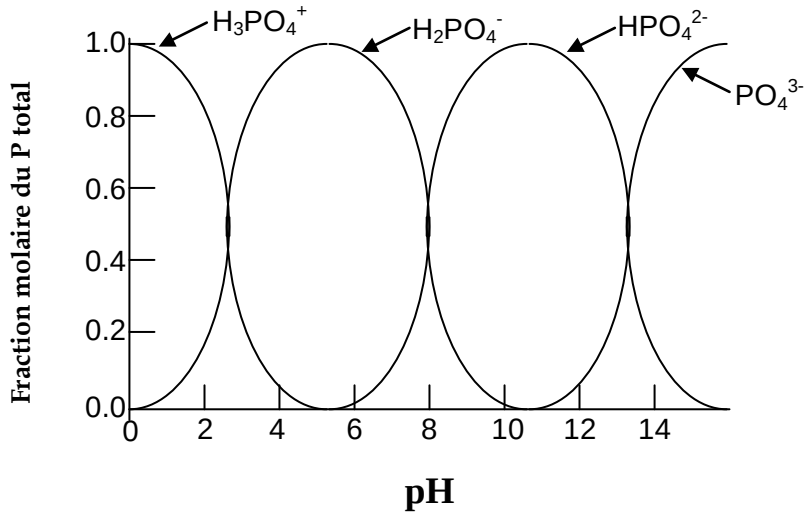


Figure 7. Changement dans la forme du P soluble du sol en fonction du pH (Pierzynski et al., 1994)

b. Le phosphore assimilable du sol

Fardeau (1993) définit le phosphore assimilable ou biodisponible comme celui constitué par la quantité du phosphore présent dans le système «sol-solution», capable d'atteindre la solution sous forme d'ions phosphates à un rythme compatible avec la vitesse d'absorption végétale, en période de pleine croissance. Les végétaux absorbent le phosphore sous différentes formes anioniques : PO_4^{3-}, HPO_4^{2-}, $H_2PO_4^-$. Certains de ces anions se trouvent dans la solution du sol, d'autres sont adsorbés sur les surfaces externes des minéraux argileux, et sur les surfaces des oxyhydroxydes de fer et/ou d'aluminium. Les anions adsorbés sont rapidement mobilisables vers la solution du sol. Or, cette quantité de phosphore assimilable est très variable selon la période de temps considérée comme nécessaire pour alimenter la plante (un jour, un mois, trois mois, etc.). Par conséquent, les phosphates biodisponibles sont facilement extractibles chimiquement en vue d'en estimer la quantité.

La disponibilité pour les plantes du P apporté est faible puisqu'on considère qu'environ 80% du P apporté est immobilisé et devient donc indisponible, au moins à court terme, à cause de l'adsorption, de la précipitation ou de la conversion sous forme organique (Holford, 1997).

Frossard, (1996) Souligne que les ions orthophosphates sont distribués dans le sol selon un système pluricompartimental et que l'assimilabilité de ces ions par les plantes se fait en fonction du temps (*Fig 05)*.

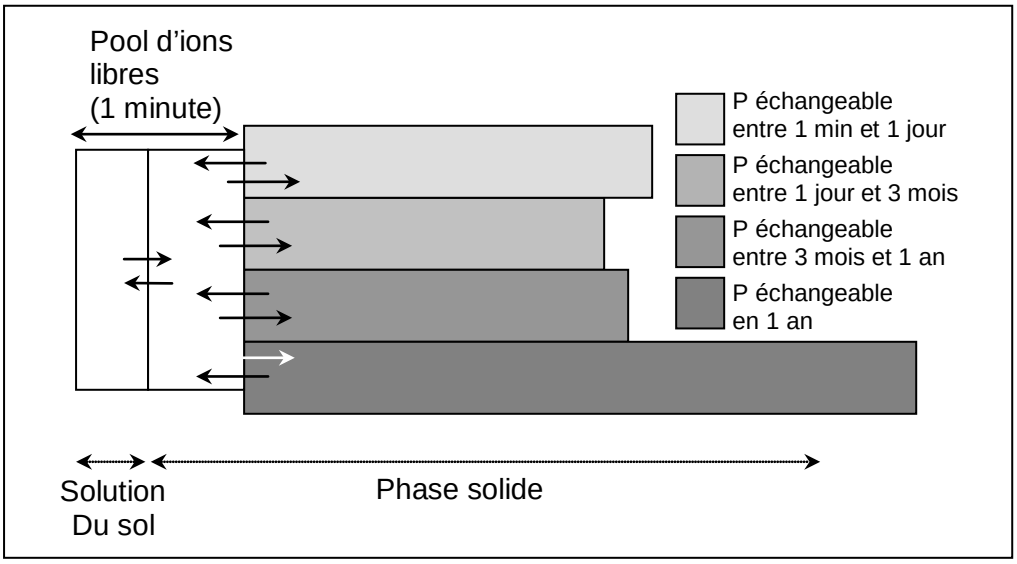


Figure 8. Présentation schématique du phosphore assimilable des sols (Frossard, 1996)

c. Le phosphore organique du sol

Le phosphore organique correspond à celui que l'on retrouve dans la matière organique fraîche et l'humus. Dans les sols cultivés de longue date, sa proportion varie entre 25 et 30 % du phosphore total, tandis que dans les zones dotées d'une couverture végétale permanente naturelle (forêts et prairies), elle oscille entre 75 et 80% (Fardeau et Conesa, 1994), où l'acide phytique est souvent un composant majeur. D'après Chapuis-

Lardy et Brossard (1998), jusqu'à 41% du phosphore total du sol se trouve dans les horizons superficiels.

Avant que le phosphore organique soit recyclé et utilisé par les plantes il est décomposé par les microorganismes du sol (minéralisation) et libéré sous forme d'ions phosphates qui peuvent soit être absorbés par les racines des plantes (Pierzynski et al., 1994 ; Schachtman et al., 1998 ; Chapuis-Lardy et Brossard, 1998 ; Frossard et al., 2000) ou réagir avec les particules du sol, ou encore être immobilisés par les microorganismes.

D'après les travaux du Frossard (1996), les quantités du P transitant par la biomasse microbienne serraient de la même grandeur que celles prélevées par les cultures.

La disponibilité du P organique pour les plantes dépend d'une part de la vitesse de minéralisation et d'autre part du rapport entre minéralisation et immobilisation. La vitesse de minéralisation est influencée par les facteurs qui affectent l'activité microbienne (température, humidité, régime d'aération et pH), tandis que l'immobilisation dépend principalement du rapport C/P des résidus subissant la décomposition. La matière organique peut augmenter la disponibilité de P minéral du sol par la libération d'acides organique. Dans les sols calcaires, les acides organiques peuvent augmenter la solubilité des phosphates de Ca, ils peuvent avoir aussi un effet négatif dans les sols acides où ils forment des complexes avec le Fe ou l'Al (Hué, 1995).

Les mycorhizes jouent un rôle très important dans l'absorption du phosphore. Des expériences ont montré que les hyphes sont capables d'adsorber des quantités importantes de phosphore (Li *et al*., 1991). Les mycorhizes permettent aux plantes d'utiliser les formes organiques de P dans le sol; l'hydrolyse de P organique par les hyphes et le transport de P vers la plante hôte, a été démontré *in vitro* par Joner *et al*. (2000).

1.2.2.2. Le phosphore dans la plante

a. Absorption et localisation

Le phosphore fait partie des éléments majeurs de la nutrition minérale des végétaux. C'est le plus important élément métalloïde après le soufre. Il est absorbé par les racines des plantes en grande majorité sous forme orthophosphate ($H_2PO^-_4$). De petite quantité du second ion orthophosphates ($H_2PO^{-2}_4$) sont aussi absorbés (Pierzynski et al., 1994 ; Frossard, 1996 ; Morel et al., 2000 ;). Ce prélèvement est un processus actif qui est facilité par le co-transporteur H+ ((Ullrich-Eberius et al., 1981, Tanner et Caspari, 1996) in Mengel et Kirby, 2001). D'après Gerhard (1993), l'organisme végétal absorbe et transfert cet élément sous la même forme que celle qui est active dans la cellule. En effet, après une période d'au moins 10 minutes après le prélèvement, 80% du phosphore absorbé est incorporé dans les composants organiques. Mais juste après il est retransformé sous forme de P inorganique dans le xylème (Marschner, 1995). Sa teneur dans les cellules et les vaisseaux et de 100 à 1000 fois plus élevée que celle dans la solution du sol.

Une fois absorbé par les plantes, le phosphore est rapidement impliqué dans le processus métabolique. Les plantes en croissance stockent peu d'ions phosphatés simples, à la différence des graines. Ce stockage assure un bon démarrage de la croissance et le développement des graines en germination avant l'installation du système racinaire. Dans les graines, le phosphore est principalement stocké sous forme de polyphosphates tels que les phytates. Ces phytates constituent environ 50% du phosphore total contenu dans les

graines des légumineuses et à peu près 60 à 70% dans les graines de céréales. Dans les graines en germination, le phosphore est libéré par l'enzyme phytase pour être incorporé dans d'autres molécules (Johnson, 2000). On le trouve aussi dans les Lécithines (Glycérophosphates) qui sont abondants dans les membranes et les mitochondries. Il entre aussi dans la constitution des composés biochimiques essentiels : les pentoses, les nucléoprotéines, l'amidon….etc. (Blachet, 1960 ; Demolon et Marquis, 1961 ; Baeyens, 1967 ; ISMA, 1980 ; Heller, 1981; Gerhard, 1993 ; Schachtman et al. 1998). Le phosphore fait partie de beaucoup d'enzymes et coenzymes, qui catalysent les réactions métaboliques (Baeyens, 1967 ; Heller, 1981).

b. Rôle du phosphore chez la plante

Le P intervient d'une façon déterminante dans la constitution des divers éléments structuraux essentielle à la vie cellulaire. Les composés phosphorylés jouent un rôle dominant dans la photosynthèse, la glycolyse, le cycle des pentoses phosphate, la synthèse des acides nucléiques ainsi que dans l'édification des glucides et des protides (Baeyens, 1967 ; Gerhard, 1993).

D'après (Lambert et al. 1979) le phosphore a un rôle fondamental dans le déroulement du métabolisme végétal, ce dernier est approvisionné en énergie nécessaire qui est dégagée par hydrolyse de l'ATP en ADP plus P_i, ce mécanisme est certain pour le métabolisme des hydrates de carbone, il en est probablement de même pour les lipides et les protides (Baeyens, 1967).

Les composés phosphorylés assurent le fonctionnement de plusieurs activités physiologiques au sein de l'organisme végétal :

- *Les phospholipides,* jouent un rôle important dans le processus de pénétration des ions dans les cellules.
- *La phytine* est la substance de réserve phosphorique typique des graines, qui libère l'acide phosphorique au cours de germination.
- *Les nucléotides,* représentent l'unité structurale de (ARN et ADN) dont l'enchaînement linéaire (ADN) constitue les gènes. (ISMA, 1980 ; Gerhard, 1993).

Selon (Heller, 1981) le radical phosphoryle augmente la réactivité de substrats est contribue à donner aux coenzymes leurs conformations réactionnelles. Il est aussi en relation étroite avec la production des vitamines et de cytochrome (Baeyens, 1967).

Le manque de disponibilité de phosphates déclenche des carences chez les végétaux. Ainsi, une diminution de la croissance végétative et des altérations du développement (qui conduisent à des pertes de rendements) sont généralement considérées comme les symptômes de carence en phosphore (Tisdale et Nelson, 1975 ; Marschner, 1995 in Scheiner, 2005). La présence de phosphates, en quantité suffisante et sous forme disponible pour les végétaux, est indispensable en début de végétation et pendant la croissance des organes jeunes. Chez le végétal, au fur et à mesure que sa maturité avance, le phosphore migre des organes végétatifs vers les organes de réserve et en particulier s'accumule dans les graines (Scheiner *et al.,* 2000).

1.2.3. La fertilisation phosphatée

a. Historique de la fertilisation phosphatée

La pratique de la fertilisation a des origines ancestrales. Homère (–850) raconte qu'Ulysse, arrivant de Troie, a été reconnu par son chien juché sur un tas de fumier que les esclaves apportaient dans les champs pour obtenir des belles récoltes (Fardeau et Colomb, 2001). Depuis des millénaires les chinois utilisaient les broyas d'os pour améliorer les cultures (Heller, 1981).

Les problèmes de la fertilisation ont été étudies dès le *XVIème* jusqu'au *XIXème* siècle lorsque la dégradation de l'humus, le blocage du phosphore et les pertes d'azote sont devenues des préoccupations majeures pour les agronomes. On présente ci-dessous une chronologie des avancées de cette époque:

- Entre 1870–1880, le phosphore est produit à partir des dépôts de phosphates fossiles piégés dans les karsts.
- à partir de 1880 l'industrie de l'acier produit des scories de déphosphoration.
- les superphosphates sont fabriqués depuis 1842.
- Entre les années 1900–1960 la consommation des éléments majeurs N, P et K augmente en relation avec l'augmentation des rendements sauf pendant l'entres deux guerres (Boulaine 1995 a, b).
- à partir de 1974 l'utilisation des engrais est stoppée suite à la crise pétrolière de 1973; les livraisons de P2O5 chutent brutalement.
- entre 1974–1990, le rationnement de la fertilisation se limite à la détermination de l'optimum économique d'emploi des fertilisants.
- jusqu'à 2000 il y a une baisse de la part de fertilisants dans les consommations intermédiaires qui est due à deux facteurs: (i) la chute du prix des engrais et (ii) la réduction des quantités utilisées pour P2O5 (Schvartz *et al*., 2005).

b. Importance de la fertilisation phosphatée

A travers l'histoire de la production naturelle et de l'agriculture, le phosphore été généralement peu abondant, alors que la teneur adéquate du phosphore dans les sols est essentielle, pour la production agricole ainsi que pour la croissance des plantes (Burleigh, et al., 1999). Les sols naturels sont généralement pauvres en P à cause des exportations des produits récoltés. Les agriculteurs modernes visent à des rendements élevés par unité de surface; il est donc exceptionnel que le phosphore natif leurs permettent d'atteindre se but, année après année (ISMA, 1980).

La fertilisation phosphatée est alors un composant vital de l'agriculture moderne (Pierzynski, 1994), il est ainsi nécessaire d'apporter du phosphore en quantité, au moins suffisante pour compenser les exportations, mais aussi, pour améliorer la fertilité des sols afin d'augmenter la productivité et la production alimentaire nécessaire à la population. (ISMA, 1980 ; SCOPE, 1995 ; Schachtman et al., 1998 ; Arvieu, 1998 ; IFA, 2000).

Au cours des années 30, dans l'Amérique du nord, des grandes superficies dans l'Ouest des États unis ont perdues une grande part de leur fertilité. Plus tard et à l'aide de technologies avancées et des meilleurs connaissances des processus du sol, la fertilité a été reconstituée, grâce à une bonne utilisation des fertilisants. (IFA, 1998). Entre les années 1940 à 1955, 55% de l'augmentation des rendements en céréale, dans ce même pays est

due à l'utilisation des engrais. Vers les années 80 la contribution des engrais au total des récoltes a été de l'ordre de 37% (Ondi, 1984 in Daoud, 1987).

Pendant les 50 dernières années, près de la moitié de l'accroissement des rendements dans les pays en voie de développement est dû à l'emploi des engrais minéraux. Il est apparu de plus en plus qu'ils sont le moyen clé de la production, pour équilibrer l'offre et la demande de la nourriture au cours des prochaines décennies (Zschernitz, 1979).

Parmi les pays du bassin méditerranéen, l'Algérie est de ceux qui utilisent les plus faibles quantités d'engrais (FAO, 1985 in Daoud, 1987). Pour l'année 1984, les quantités totales d'engrais utilisés/hectare ont été de 364Kg pour l'Égypte, 187Kg pour la France et 93Kg pour l'Algérie (Daoud, 1987). En Algérie le niveau d'utilisation des engrais a été de 5Kg/ha en 1964, 13Kg/ha en 1969, 33Kg/ha en 1977 et de 67Kg/ha en 1982 ; l'objectif pour la compagne 1986 – 1987 était de l'ordre de 170Kg/ha en. Ces données montrent une évolution de la consommation des engrais (Daoud, 1987).

Auparavant, presque tous les engrais, dans les pays en voie de développement allaient sur les plantations et les domaines produisant pour l'exportation, comme canne à sucre, théier, caféier, palmier……etc. On reconnait maintenant que la production des cultures, les plus communes : blé, orge, maïs, sorgho, pois chiche, lentille, fève, haricot sec, pois sec……etc, ne peut être accrue d'une façon importante que part un emploi rationnel généralisé des engrais minéraux (Saxéma, 1979).

1.3. Salinité et stress salin

1.3.1. Introduction

La salinité est la quantité globale des sels solubles contenus dans l'eau d'irrigation ou dans la solution du sol. Cette définition tien compte du fait que, les ions des sels solubles retiennent l'eau et sont à l'origine de la pression osmotique qui s'élève lorsque leur concentration augmente. (Slama, 2004).

De l'ensemble des sols cultivés du monde, 23 % sont affectés par des problèmes de salinité (Keren, 2000). Les sols salins couvrent 397 millions d'hectares et les sols sodiques 434 millions d'hectares (FAO, 2005).

1.3.2. Genèse de sols salin et/ou sodique

La formation d'un sol salin ou sodique résulte généralement de l'accumulation de sels dans les horizons de surface (Churchman et al. 1993, Naidu et Rengasamy 1993, Sumner 1993, Keren 2000, Levy 2000, Brady & Weil 2002, Essington 2004). Ce processus dépend essentiellement du régime hydrique du sol et des sources de sel. Lorsque le climat est chaud et sec, entraînés par les eaux capillaires suivant le flux d'évaporation, les sels sont accumulés en surface. Les sels les plus communs présents dans la solution du sol correspondent aux cations Ca^{2+}, Mg^{2+}, Na^{+}, K^{+}, et aux anions Cl^{-}, SO_4^{2-}, CO_3^{2-}, NO_3^{-}.

De façon analogue à la formation d'un sol salin, un sol devient sodique lorsque la proportion d'ions Na^{+} dépasse celles des autres électrolytes de plusieurs ordres de grandeur (Sumner 1993, Levy 2000, Essington 2004). Cela dépend de la source de sels, mais aussi, des conditions physicochimiques du sol.

La salinité a plusieurs origines naturels (la roche mère, la nappe phréatique, les faibles précipitations, les fortes évapotranspirations…) et/ou anthropique (l'irrigation avec des eaux saumâtres, la minéralisation du fumier, les engrais minéraux…) (Le Houérou, 1986 ; Kalaji et Pietkiewitz, 1993 ; Levigneron, 1995 ; Slama, 2004).

1.3.3. Evaluation et mesure de la salinité des sols

La salinité d'un sol se mesure par la conductivité électrique (CEe) d'un extrait de pâte saturée. La conductance est inversement proportionnelle à la résistance électrique (ohms) et la mesure brute est donnée en mhos. Suivant le système international, la mesure doit être présentée en dS m^{-1} (1 mmhos cm^{-1} = 1 dS m^{-1}). Le « *US Salinity Laboratory Staff* » en 1954 a proposé le seuil de 4 dS m^{-1} pour définir un sol salin (Essington 2004). Dans les années 70, on reconnaissait que la distinction entre un sol non salin et un sol salin est intimement rattachée à la tolérance aux sels des plantes considérées. En effet, puisque la C.E. est un indicateur du stress osmotique subi par les cultures, le classement d'un sol comme salin dépend de la sensibilité aux sels des plantes qui poussent sur ce sol, c-à-dire, certaines sont sensibles à 2 dS m^{-1} et d'autres à 10 dS m^{-1} (Essington 2004).

La sodicité d'un sol se exprimée par le pourcentage de sodium échangeable (ESP = (100 × *Na échangeable*) /*CEC*) sur le complexe d'échange cationique en rapport à l'effet dispersif du Na^{+} sur les colloïdes structurant un sol. Même si la définition d'un sol sodique ne fait pas encore l'unanimité, un sol est généralement qualifié de sodique si son ESP est supérieur à 15 % tel que défini par le « *US Salinity Laboratory Staff* » en 1954 (Essington 2004).

Pour simplifier la mesure de sodicité, le ratio d'absorption du sodium (SAR) a été défini ($SAR=\frac{[Na^+}{\sqrt{[(Ca^{2+}+Mg^{2+})/2]}}$) (les concentrations sont en mmol L^{-1}) ; le SAR est une propriété de la composition de la solution du sol caractérisant les concentrations en Na^+, Ca^{2+} et Mg^{2+} et dépend notamment de l'ESP. Bien que la sodicité soit une propriété de la composition du complexe d'échange cationique, le SAR est préféré à l'ESP de par sa simplicité d'évaluation.

En utilisant conjointement les paramètres de salinité et de sodicité pour obtenir des classes basées sur la CE et le SAR, on peut distinguer plus spécifiquement les sols salins et sodiques (Tableau 4.). Or, de nombreux travaux tentent de définir des valeurs seuils permettant de mieux classer ces deux types de sols. Ce classement est difficilement généralisable car les valeurs seuils sont influencées par les propriétés des sols ainsi que par l'objectif pour lequel est utilisé ce classement (c-à-dire, amélioration de la fertilité des sols, gestion de l'irrigation, contrôle du rendement).

Tableau 4. Seuils de sodicité (ESP, SARe) et de salinité (CEe) utilisés pour un classement général des sols (Bois, 2005).

	ESP (%)	SAR_e	CEe (dSm^{-1})
Salin	< 15	< 1 3	> 4
Salin-Sodique	> 15	> 13	> 4
Sodique	> 15	> 13	< 4

Il est nécessaire de classer les sols pour distinguer les sols reconstruits salins, sodiques et salins-sodiques et ainsi mieux sélectionner les espèces ou variétés végétales à réintroduire. Bien que la sodicité ait été avant tout définie pour décrire une contrainte à la stabilité de la structure du sol, le SAR peut-être également utilisé comme indice pour prédire des performances des plantes sur un sol. Gardner (2004) propose le SAR comme une variable utile pour expliquer la réponse des plantes ; le SAR est à la fois un indice de perméabilité du sol et un indice du niveau de stress osmotique et ionique perçus par une plante. Ainsi, le SAR et la CE sont utilisés comme critères de qualité des sols reconstruits (avec un seuil de 4 dS m-1 pour la CEe et de 12 pour le SARe) et comme indices de risque intégrés dans les programmes de végétalisation (Tableau 5.) recommandés par l'Alberta Environment , (2001).

Tableau 5. Échelle modifiée d'après Alberta Environment (2001) in (Bois, 2005) caractérisant le niveau de stress salin et sodique pour la végétalisation d'un terrain en considérant la conductivité électrique (CEe) et le ratio d'absorption du sodium (SARe).

	Faible	Moyen	Fort	Extrême
CE_e ($dS\ m^{-1}$)	< 4	2 à 4	4 à 8	> 8
SAR_e	> 4	4 à 8	8 à 12	< 12

La mesure du niveau de la salinité de l'eau d'irrigation est aussi capitale, vu que la teneur total en sels solubles dans l'eau fournit une indication sur sa qualité concernant le risque de salinisation. Ainsi, l'évaluation de la qualité de l'eau s'appuiera en premier lieu sur les valeurs de la conductivité électrique et du résidu sec. Le tableau suivent représente les différentes classifications qui existes. (Slama, 2004).

Tableau 6. Classification des eaux d'irrigation (Slama, 2004).

CE mS cm^{-1}	RS gl^{-1}	Evaluation américaine	Evaluation Russe	Evaluation pour l'Algérie Durand 1958
CE < 0.25	**< 0.2**	Faiblement salée	Bonne qualité	Non saline
0.25 < CE < 0.75	**0.2 - 0.5**	Moyennement salée		Salinité moyenne
0.75 < CE < 2.25	**0.5 - 1.5**	Fortement salée	Risque de salinisation	Forte salinité
2.25 < CE < 5	**1.5 - 3**	Très fortement salée		Très forte salinité
5 < CE < 20	**3 – 7**	Salinité excessive	Ne peut être utilisée sans lessivage	Salinité excessive

1.3.4. Effets de la salinité sur le sol

L'excès de sel dans la solution du sol modifie ces propriétés physico-chimiques et biologiques. Cette altération des conditions édaphiques constitue un stress indirect pour la croissance des plantes. Ces effets peuvent engendrer des conséquences graves, pouvant aller jusqu'à la stérilisation de la terre cultivée (Slama, 2004).

1.3.4.1. Alcalinité

Lorsque les précipitations sont trop faibles pour lessiver l'excès d'éléments minéraux hydrolysés, la concentration en électrolytes et le pH du sol augmente. Un sol devient alcalin lorsque sont pH dépasse 7 (Brady et Weil 2002). Les électrolytes de la solution du sol et du complexe adsorbant sont essentiellement Ca^{2+}, Mg^{2+} (alcalino-terreux bivalents), K^{+}, Na^{+} (alcalino-terreux monovalents) (Keren 2000). Ils sont appelés cations "non acides" ou "non hydrolysables" car ils ne libèrent pas de protons en réagissant avec l'eau. Ils ne libèrent pas non plus d'ions hydroxyles et sont donc neutres (Brady et Weil 2002). Ce sont principalement les anions, et surtout les carbonates et les bicarbonates, qui se comportent en bases. Ils génèrent des ions hydroxyles et provoquent l'augmentation du pH (Brady et Weil 2002).

L'origine et le type de sels en excès sont des déterminants de l'évolution du pH d'un substrat salin. Si cette évolution se développe exagérément, elle entrainera la destruction de la structure du sol et détériora ces aptitudes culturales (Slama, 2004).

1.3.4.2. Altération physique

Dans les sols salins, les transformations chimiques peuvent avoir des répercussions notables au niveau des propriétés physiques. L'accumulation de sels dans le sol déplace l'équilibre chimique entre la fraction solide et la fraction liquide du sol (Sumner, 1993 ; Brady & Essington, 2004).

Les propriétés chimiques sont donc bouleversées qualitativement et quantitativement. Les cations Ca^{2+} ou Na^{+} montrent le pouvoir floculant ou dispersant le plus important ; Mg^{2+} et K^{+} se situent entre les deux, K^{+} étant plus dispersant que Mg^{2+} (Sumner 1993). Dans un sol naturel, le niveau de Na^{+} échangeable suffisant pour rencontrer des problèmes de sodicité dépend de plusieurs facteurs dont la texture et la minéralogie du sol, notamment la quantité et le type d'argile ainsi que la teneur en matière organique et la présence d'autres électrolytes dans la solution du sol (Churchman *et al.* 1993, Naidu et Rengasamy 1993, Sumner 1993, Levy 2000, Brady et Weil 2002, Essington 2004). L'interaction entre les constituants de la fraction argileuse et la composition de la solution du sol remplissant les pores est essentielle pour expliquer le comportement des sols. Par exemple, en conditions sodiques, l'argile subit deux transformations physiques distinctes, une dispersion et un gonflement (Churchman *et al.* 1993, Sumner 1993, Levy 2000, Brady et Weil 2002, Essington 2004). Ces processus dépendent de l'ESP et de la concentration totale en électrolytes (CTE) dans la solution du sol. Dans un système où Na^{+} et Ca^{2+} sont mélangés, le Na^{+} n'est pas distribué de façon aléatoire. Les ions Ca^{2+} neutralisent les charges internes des quasi-cristaux argileux alors que les surfaces externes sont substantiellement enrichies de Na^{+}. Ce phénomène a été nommé le « *demixing* » des cations ; d'une autre façon on dit que le Ca^{2+} reste regroupé en domaines dans les tactoïdes. En augmentant l'ESP pour se rapprocher d'un système sodique, ces domaines sont progressivement détruits par la pénétration du Na^{+} à l'intérieur des colloïdes argileux (Figure 9.). Les argiles sont ainsi susceptibles à la dispersion et au gonflement (Sumner 1993, Levy 2000, Brady et Weil 2002, Essington 2004).

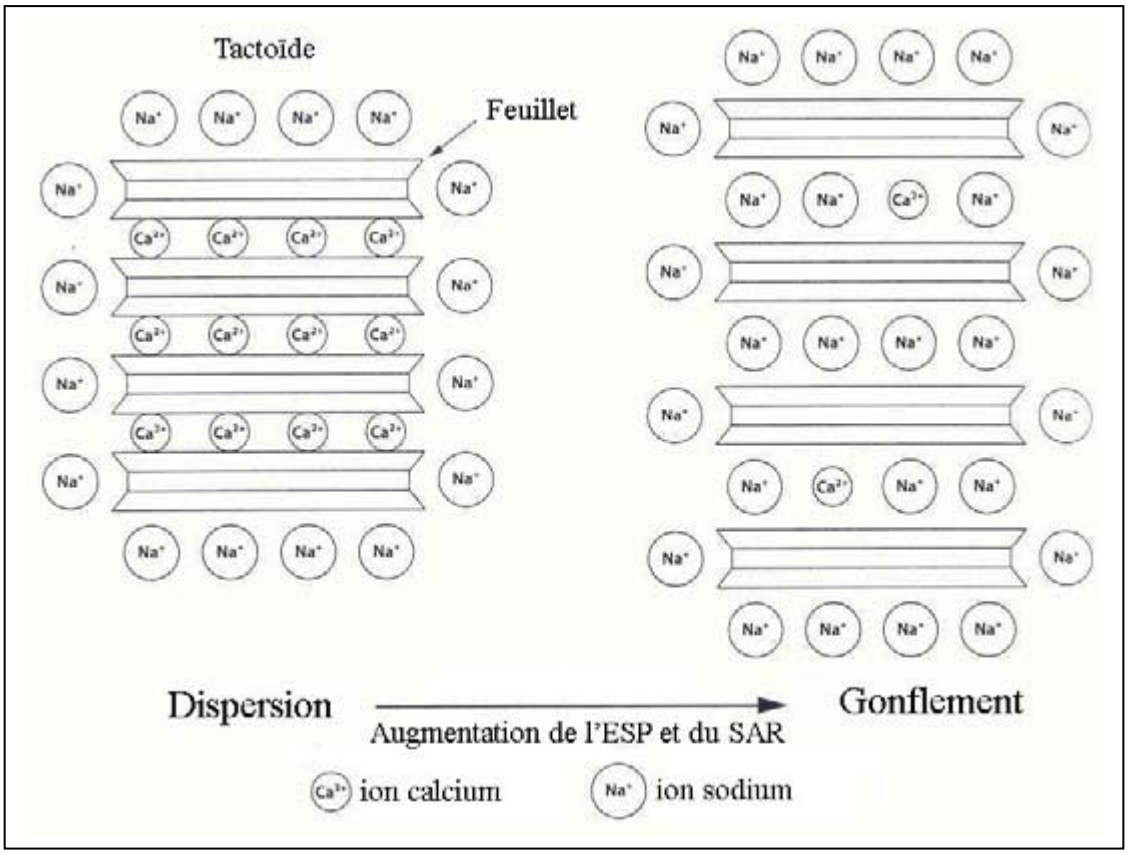


Figure 9. Dispersion (domaine de Ca^{2+}) et gonflement des argiles (pénétration du Na^{+}) (Essington, 2004).

1.3.4.3. Altération du fonctionnement microbiologique des sols

En général, les densités des populations microbiennes dans les sols salés sont relativement plus faibles que dans les sols sains, Chaussod et al., 1986. La baisse de la microflore totale ne s'observe qu'à des niveaux de salinité et de sodicité relativement élevés, (Dommergue 1962 in Slama, 2004). La respiration de la masse microbienne, mesurée par le gaz carbonique dégagé, diminue dans les conditions salines et sodiques. La sensibilité à la salinité varie avec les espèces microbiennes mais les valeurs seuils d'action diffèrent selon les auteurs. On constate que les champignons tolèrent mieux la salinité et la sodicité que les bactéries, celles cellulolytiques et surtout les germes nitrifiants sont les plus sensibles (Dellal et al., 1995).

1.3.5. Effets de la salinité sur la plante

1.3.5.0. Notion du stress

Levitt (1980) décrit la physiologie du stress en l'abordant dans son aspect physique. Le stress est une contrainte qui peut se résumer à une (ou plusieurs) force(s) de déformation appliquée(s) à un corps. À 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. Le stress limite ainsi la réalisation des potentialités génétiques de croissance, de développement et de reproduction chez les plantes.

1.3.5.1. Stress hydrique

En générale, l'activité physiologique est maximale à la pleine turgescence des cellules. Or la concentration en sels dissous dans la solution du sol accroit, selon son degré, la pression osmotique dans l'environnement racinaire. Ceci est perçu par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau, donc par une plus grande difficulté pour l'absorber. (Slama, 1982 ; Bounaqba, 1998 ; Munns et al. 2002). Les plantes doivent alors, assurer un bon ajustement osmotique, afin que le potentiel hydrique cellulaire reste inferieur à celui extracellulaire et à celui du sol. Lorsque l'ajustement osmotique n'est pas suffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui provoque un déficit hydrique et une perte de la turgescence provoquant ainsi, un état de sécheresse physiologique (Slama, 2004).

1.3.5.2. Stress ionique

L'un des effets de la salinité réside dans le déséquilibre nutritif qui s'installe suite à une perturbation du transport des solutés. En effet, la salinité limite l'absorption et le transport de K^+, Ca^{2+} et d'autres nutriments nécessaires à la croissance comme le PO_4^- et NO_3^- (Ballestros et al., 1997). Un déséquilibre nutritionnel des ions essentiels a été noté pour les éléments majeurs tels que NO_3^--, K^+ et Ca^{2+} chez l'orge et chez le blé dur (Klay, 2003). Cette limitation résulte d'une compétition entre les fortes concentrations de Na^+ avec K^+ et Ca^{2+} et à celle de Cl^- avec NO_3^- et PO_4^- (Davenport et al., 2000).

Chinnusamy et Zhu (2005) rapportent que l'accumulation toxique de Na+ et de Cl^- au niveau du mésophile des feuilles des espèces glycophytes affecte la croissance, le métabolisme et les structures lipidiques et protéiques des membranes plasmiques (Pical et al., 1999) et perturbe l'activité de certaines enzymes (Pical et al., 1999 ; Hernandez et al., 1994) par le remplacement de l'ion K^+ par Na^+ au niveau des sites actifs induisant ainsi un changement de la conformation spatiale des enzymes (Chinnusamy et Zhu, 2005).

1.3.5.3. Stress oxydatif

En réponse aux différents stress environnementaux notamment le stress salin, un stress oxydatif est induit. Les plantes stressées activent les processus de neutralisation des radicaux libres d'oxygène (Millter, 2002 ; Chinnusamy et Zhu, 2005) par le biais des composés antioxydants (acide ascorbique, glutathion, α-tocophérols, acid lipoic et carténoides) et des enzymes antioxydantes (peroxydase, catalase, superoxyde dismutase, ascorbate peroxydase et gluthation réductase) (Meloni et al., 2003 ; D'amico et al., 2004). Ces composés sont synthétisés en réponse aussi bien au stress salin (Kawano et al., 2001 et 2002) qu'au stress hydrique (Allen, 1995 ; Mascher et al., 2005).

Les ROS (Reactive Oxygen species) sont des composés oxygénés contenant un électron non apparié (Punchard et Kelly, 1996) à savoir le superoxyde (O_2^-), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), l'hydroxyle (OH^-), le radical perhydroxyle (HO_2^-), le radical peroxyle ($R\ O_2^-$) et le radical alkoxyle (RO^-) (Kawano et al., 2001 ; Millter, 2002). Ces ROS sont générées essentiellement au niveau des chloroplastes soit directement à partir de l'énergie d'excitation des chlorophylles soit par réduction monovalente de l'oxygène du photosystème I (Meloni et al., 2003). Ils sont généralement issus de la dégradation de certains lipides membranaires (Wise et Naylor, 1987), de protéines, de sucres et d'ADN (Collins, 2001 ; Nordberg et Arnér, 2001). En outre, en présence d'un stress salin les ROS induisent à court et à long terme une mort cellulaire (Millter, 2002).

1.3.5.4. Effet de la salinité sur la germination

La germination des graines est le premier stade physiologique affecté par la salinité. La capacité d'une graine à développer un embryon viable dépend des conditions du milieu de germination et en particulier de sa tenure en sel ; une salinité excessive réduit la vitesse de germination ainsi que la faculté germinative (Slama, 2004). D'après Belkhodja et Bidai (2004), Bliss et al. (1986), Lachiheb et al. (2004) et Mâalem et Rahmoune (2009), le ralentissement de la vitesse de germination, rend les semences plus exposées aux risques du milieu. Ceci abaisse, plus au moins, le taux de graines germées et ce en fonction de la concentration en sel du milieu.

La salinité intervient vraisemblablement par deux effets, l'un osmotique et l'autre toxique. L'effet osmotique consiste à une limitation de l'absorption de l'eau nécessaire au déclenchement des processus métaboliques (Ungar, 1982). Selon Bliss (1986), il existe un seuil critique d'hydratation nécessaire à la germination. L'effet toxique résulte de l'envahissement de l'embryon par les ions Cl^- et Na^+. En effet, l'accumulation de ces ions toxiques provoque des perturbations enzymatiques et métaboliques bloquant la levée de dormance des embryons (Ungar, 1982) et conduisant à une diminution de leur capacité germinative (Mâalem et al. 2010).

1.3.5.5. Effet de la salinité sur la croissance

Le sel affecte négativement l'alimentation hydrique, minérale ainsi que les fonctions physiologiques des plantes, suivant leur degré de tolérance. Il réduit aussi leur croissance et développement en fonction de leur niveau de sensibilité (Salama, 2004). Il a été démontré que le stress salin provoque une augmentation de la concentration en acide abscissique (ABA) dans la partie aérienne ou une réduction des concentrations en cytokenine. Ceci résulte en une croissance et une transpiration réduites (Itai, 1999). L'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes est ainsi la réduction de la croissance (Zhu, 2001 ; Munns et al., 2002). La réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique (Zhu, 2001). En effet, ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour combattre le stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages sont irréversibles. Pour illustrer cette tendance, dans la nature, la croissance est inversement corrélée à la résistance au stress salin (Zhu 2001).

En effet, en réponse à un stress salin, un ralentissement de la croissance des jeunes feuilles a été noté chez l'orge (Hurkman et al., 1996), chez le blé tendre (Ashraf et al., 2005) et chez le blé dur (Boubaker et Yahyaoui, 1991 ; Munns et al., 2002).

Par ailleurs, chez nombreuses espèces, une diminution de la surface foliaire a aussi été signalée (Mansour, 1996 ; Wang et Nil, 2000 ; Cramer, 2003), ainsi que de la matière fraîche et ce, aussi bien, au niveau racinaire que foliaire (Chartzoulakis et Klapaki, 2000).

En général, le système racinaire est moins affecté par le sel que les parties aériennes. Dans ce sens, Mansour (1996), a montré que la croissance des organes aériens est plus touchée que celle des racines. En outre, le stress salin provoque une diminution aussi bien du nombre du feuille que de la surface foliaire, chez plusieurs espèces végétales dont le Citrus (Ben Fattoum, 2003), le coton (Gosset et al., 1994a ; 1994b) ; le concombre (Jones et al., 1989) et le sorgho (Bernestein et al., 1993). Ces mêmes constatations ont été confirmées également chez le triticale et l'orge par Bounaqba (1998). Ceci se traduit par la diminution du rapport des biomasses des parties aériennes sur celles des racines en présence de NaCl (Bernstein et al., 1993). La réduction de la croissance racinaire, en conditions de stress salin a été expliquée par l'inhibition des divisions cellulaires dans le méristème apical (Solomon et al., 1986), par la réduction de l'alimentation de la plante en éléments minéraux majeurs , particulièrement K^+ et Ca^{2+} (Cramer, 2003), ou encore, par la réduction de l'extensibilité des parois cellulaires (Bressan et al., 1990).

Par ailleurs, la salinité affecte indirectement la croissance par la réduction de l'efficacité photosynthétique (Meloni et al., 2003), des teneurs en chlorophylles, en caroténoïdes (Demiral et Türkan, 2005) et par une réduction des teneurs en protéines totales (Rhmoune et al. 2008; Chen et al., 1991).

1.3.6. Stratégies d'adaptation et mécanismes de tolérance au stress salin

1.3.6.1. Ajustement osmotique

L'ajustement osmotique consiste à l'une des stratégies les plus importantes d'adaptation au stress salin et hydrique (Yeo, 1983). Il se retrouve chez la grande majorité des organismes vivants pour le maintien de l'alimentation hydrique et la pression de turgescence (Niu et al., 1995 ; Bohner et Shem, 1999). Ce processus se fait en modifiant les concentrations des solutés compatibles dans les tissus de façon à maintenir une concentration ionique plus élevée (hypertonique) dans le protoplasme que dans le milieu extérieur (Hasegawa et al., 2000). Ces solutés compatibles ont une fonction osmoprotectrice et/ou osmorégulatrice, on retrouve parmi eux des éléments minéraux (tel que le K^+), des dérivés quaternaires d'acides aminées (tel que, glutamate, proline, glycine bétaïne, β-alanine bétaïne et proline bétaïne), des composés de sulfonium (tel que, choline O-sulfate, propionate de diméthyle sulfonium), des sucres alcool ou polyols (tel que, glycérol et inositol), des sucres simples (tel que, tréhalose, fructose, glucose et saccharose) et des sucres complexes (tel que, trehalose, raffinose et fructans) (Levitt 1980, Orcutt et Nilsen 2000, Niu et al. 1997, Bohnert et Shen 1999).

1.3.6.2. Compartimentation vacuolaire

La compartimentation vacuolaire des ions nocifs présente le double avantage de préserver le cytoplasme, lieu de la plupart des processus métaboliques de la toxicité des ions Na^+ et Cl^- d'une part, et de réaliser l'ajustement osmotique, d'autre part (Kohl, 1997). Cette stratégie de compartimentation des ions (tel que, Na^+, Cl^-) en excès dans les tissus. Cette redistribution contrôlée se fait essentiellement dans les vacuoles (Niu et al. 1995, Yeo 1998, Horie et Schroeder 2004) et éventuellement, à l'échelle de la plante entière, dans les organes les plus vieux ou les moins sensibles (Cheeseman 1988, Munns 1993). Pour être contrôlé, le déplacement des ions au travers des membranes implique un transport actif, consommateur d'énergie, qui utilise différents transporteurs (en densité variable) à la surface des membranes cellulaires (Niu et al. 1995, Orcutt et Nilsen 2000, Tyerman et Skerrett 1999).

1.3.6.3. Contrôle membranaire

L'adaptation au stress salin et/ou sodique se met en place également au niveau des membranes cellulaires (Par exemple, membrane plasmique, tonoplaste). La modification qualitative et quantitative des aquaporines (protéines trans-membranaires) est par exemple un processus capable de modifier la conductivité hydraulique de la plante et de favoriser ou restreindre les mouvements d'eau (Yeo 1998, Chrispeels et Maurel 2001). En termes de transport ionique, la stratégie de résistance à la salinité/sodicité est qualitative et quantitative. La sélectivité des ions à l'entrée constitue la composante qualitative. Elle se définit à partir des différents transporteurs membranaires présents (par exemple, antiport Na^+/H^+) (Tyerman et Skerrett 1999).

1.3.6.4. Succulence

La succulence est considérée comme un mécanisme permettant la dilution des sels accumulés (Jennings, 1968 ; Hamza, 1980). D'apès Flowers et al. (1977), elle consiste à une caractéristique commune chez les halophyes et même chez certaines glycophytes soumises à l'effet du sel (Hamza, 1977).

Jennings (1968), caractérise la succulence chez les *Atriplex* par l'augmentation de la taille des cellules du parenchyme palissadique des feuilles, entrainant ainsi leur épaississement. Alors que chez *Hedysarum,* qui est une glycophytes, l'épaississement touche les cellules du parenchyme lacuneux, dont les dimensions triplent (Hamza, 1977).

Que ce soi, parenchyme palissadique ou lacuneux, l'hypertrophie des cellules est due à un phénomène de méthylation des composés pectiques, qui reste maintenu à un niveau élevé aboutissant à une plasticité accrue des parois cellulaires. (Bigot et Binet 1979).

1.3.6.5. Dessalement des parenchymes assimilateurs : Trichome (Glande à sel)

Les halophytes sont capables d'accumuler puis d'excréter, de leurs feuilles, les sels en excès, grâce à deux structures distinctes, à savoir, les trichones (poils vésiculeux) (Mozafar et Goudin 1970, Smaoui, 1975) et les glandes à sels (Flowers et al., 1990).

Ces deux structures suscitées adoptent un même mécanisme d'élimination de sels, à partir du mésophylle. A titre d'exemple, chez les *Atriplex,* les ions accumulés dans les trichomes constituent environ le un tiers du poids de la matière sèche de la feuille entière. La concentration des sels dans ces poils est 60 fois plus élevée que celle de la sève foliaire. (Mozafar et Goodin, 1970).

Néanmoins, leur anatomie diffère l'une de l'autre ; les trichomes sont constitués d'un pédicelle uni ou pluricellulaire et d'une cellule vésiculeuse pourvue d'une grande vacuole accumulatrice de sel (Mozafar et Goodin, 1970 ; Osmond et al., 1980). Alors que les glandes à sel son des structures pluricellulaire (Lüttge, 1975).

Chez les *Atriplex* les trichones sont très nombreux sur les deux faces de la feuille, ce qui leur donne un aspect métallisé (Freitas et Breckle, 1993). On les retrouve aussi chez *Chenopodium* et *Kochia*, alors que les halophytes, comme *Aegialitis*, *Tamarix*, *Limonium* et *Spartina* sont dotés de glandes à sels (Franclet et Le Houérou, 1971).

CHAPITRE 2.

Matériel et Méthodes

CHAPITRE 2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Matériel végétal

2.1.1.1. Semences des espèces étudiées

Lors des testes de germination, nous avons utilisé des semences appartenant aux 3 espèces d'*Atriplex* étudiées (*A. halimus*, *A. nummularia* et *A. canescens*) qui ont été récoltées à partir d'arbustes implantés dans la station pastorale de Thlidjen, située au Sud Ouest de la wilaya de Tébessa (Figure 10).

2.1.1.2. Plants des espèces étudiées

Nous avons utilisé lors des mesures: physiologiques, histologiques et géni-génétique, des sujets, qui consistent à des plants âgés d'environ 8 mois. Ces derniers sont caractérisés par des tiges principales ramifiées et peu lignifiées avec une taille moyenne de 20cm. Après avoir procuré les plants à partir de la pépinière suscitée, nous avons effectué leur transplantation dans des pots de 5 Kg au niveau du jardin d'essai de l'université de Tébessa.

Les caractéristiques des semences et des plants des espèces étudiées, sont rapportées dans le chapitre 1.

2.1.2. Substrat utilisé

2.1.2.1. Choix et Caractéristiques agro-pédologiques du sol

Nous avons utilisé le même sol qui sert de substrat de culture dans la pépinière pastoral de Thlidjène et ce pour reproduire, au mieux, les conditions naturels du biotope des plante étudiées.

Le sol a été analysé dans les laboratoires du centre d'étude et de recherches appliquées et de développement de l'entreprise nationale de fer et de Phosphate (*CERAD-FERPHOS*). Ces caractéristiques physico-chimiques sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 8. Caractéristiques Physico-chimiques du sol utilisé (Mâalem, 2002)

Paramètres	Résultats
pH (eau)	8,062
P total (ppm)	5,01
P assimilable (ppm)	0,02
N total (%)	0,013
C organique (%)	0,2852
K^+ (Meq./100g)	0,313
Na^+ (Meq./100g)	12,26
Ca^{++} (Meq./100g)	15,8
Mg^{++} (Meq./100g)	1,6
C.E.C. (Meq./100g)	18,32
C.E. (mmhos/cm)	1,6
Na Cl (mg/l)	690
$CaCO_3$ (mg/l)	690
Mat.organique (%)	1,67
Porosité (%)	20

2.1.2.2. Préparation du substrat

Le substrat utilisé est composé d'un tiers de sable fin lavé séché et tamisé (2mm) et de 2 tiers de terre provenant du sol suscité, qui a été prélevé, au niveau de la pépinière, à partir d'une couche pédologique plus au moins profonde (20 à 50cm).

2.1.3. Engrais phosphatés utilisés

2.1.3.1. Le Triple Superphosphate (TSP)

a. Caractère physique

- Couleur : gris clair
- Etat : granulé (facilite l'épandage et protège contre la rétrogradation)
- Granulométrie : 85% entre 3.36mm à 10mm.

b. Composition chimique

- 35 à 50% de P_2O_5 soluble dans l'eau ;
- Peu de $Ca_2H_4(PO_4)_2$ soluble dans le citrate ;
- Phosphate de fer et d'Aluminium insoluble ;
- Il contient d'autres éléments tel que : Fe, Mn, Mg, Cu.

2.1.3.2. Le DO_{20}

a. Caractère physique

- Couleur : gris foncé
- Etat : poudre très fine
- Granulométrie : 80% passent au tamis de 160µm. (Fiche technique du DO_{20}, CERAD-FERPHOS, 1998)

b. *Composition chimique du DO_{20}*

Tableau 9. Caractéristiques chimique du DO_{20} (CERAD-FERPHOS, 1998).

Paramètres	Taux	Paramètres	Taux
CaO	41,14 %	**Fe_2O_3**	0,64 %
P_2O_5	20,87 %	**Zn**	315 ppm
S_iO_2	4,92 %	**Cu**	5 ppm
Na_2O	0,90 %	**Cl**	248 ppm
K_2O	0,14 %	**F**	2,56 %
MgO	5,83 %	**Al_2O_3**	1,31 %
CO_2	15,49 %	**Cd**	31 ppm
S	0,84 %	**Pb**	15 ppm
H_2O	0,69 %	**Sn**	1,426 ppm
C (organique)	0,28 %	**As**	10 ppm
Mn	59 ppm		

2.1.4. Sel soluble utilisé

A fin de provoquer un stress salin, nous avons choisi le NaCl comme sel soluble. Nous avons utilisé pour nos tests des concentrations qui peuvent aller jusqu'à une salinité de 30g NaCl/l (500 mM) ce qui correspond relativement à une salinité moyenne des eaux de mer. Cette dernière concentration est la limite maximale tolérable par les espèces du genre *Atriplex* (Belkoudja et Bidai, 2001).

Les concentrations que nous avons retenu sont comprises entre 0 à 32 g/l (0 mM à 544 mM) 5 concentrations ont été utilisées, qui sont les suivantes: C1 : 0 g/l (0mM), C2 : 4 g/l (68 mM), C3 : 8 g/l (132 mM), C4 : 16 g/l (272 mM), C5 : 32g/l (544 mM).

2.2. Expérimentation

2.2.1. Expérimentation pour les testes de germination

2.2.1.1. Choix du dispositif expérimental (1)

Nous avons opté, pour cet essai, d'utiliser un BAC (Annexe 5.1) (Bloc aléatoire complet) avec quatre répétitions et trois facteurs étudiés qui sont :

- *Espèces* avec 3 niveaux : *A. halimus*, *A. nummularia*, *A. canescens.*
- *Salinité* avec 5 niveaux : D1, D2, D3, D4, D5.
- *Technique* de la levée de la dormance avec 3 niveaux : Témoin, Décortication et imbibition.

2.2.1.2. Installation de l'essai

Les semences sont mises dans des boites de pétri stérilisées à raison de 100 graines par boite. Les testes de germination ont débuté lors de la mise en place de l'essai le jour du 23/03/2003. L'essai s'est déroulé dans des conditions naturelles du laboratoire, avec une température ambiante comprise entre de 10 C° à 25 C°, et ce après les étapes de préparation suivantes:

a. Préparation des semences

Avant la mise en germination, nous avons débarrassé manuellement les semences de leurs valves fructifères, puis elles été imbibé durant 24 h dans l'eau distillée, enfin elles ont été mises à sécher pendant 4 h.

b. Préparation des solutions salines

Le sel choisi dans ce test est le NaCl, nous avons utilisé des concentrations qui ont atteint un taux de 500 mM, correspondant relativement à la salinité de l'eau de mer, d'un coté, et à la limite maximal tolérable par les espèces d'*Atriplex*, d'un autre coté.

Les concentrations ont été alors fixées dans un intervalle qui va de 0 à 32 g/l ; c'est-à-dire de 0 à 544 mM: D1 : 0 g/l (0mM), D2 : 4 g/l (68 mM), D3 : 8 g/l (132 mM), D4 : 16 g/l (272 mM), D5 : 32g/l (544 mM).

c. Préparation des boites de pétri

Les boites de pétri utilisées ont un diamètre de 9 cm et une épaisseur de 1,5 cm. Il ont été tapissé par une double couche mince de papier filtre, afin de générer un environnement humide et aéré, favorable et adapté à la germination des graines.

2.2.1.3. Conduite de l'essai

a. L'arrosage

Nous avons effectué des arrosages d'une fréquence d'une fois tout les 24 h, en utilisant des quantités d'eau distillées assurant la préservation de l'humidité du milieu. (Il est à signaler que nous avons augmenté la fréquence d''arrosage au cours des périodes chaudes).

b. Le comptage

Le comptage a été réalise tout les 24 h, où nous considérions une graine germée, lorsque la radicule perce l'enveloppe séminal (Côme, 1970).

A chaque opération de comptage les boites sont débarrassées des graines germées.

2.2.2 Expérimentation pour les essais pédologiques, physiologiques, anatomiques

2.2.2.1. Description du site expérimental

Le jardin d'essai de l'université de Tébessa est situé dans l'annexe universitaire sise dans une plaine steppique dite « plaine de Tébessa ». Cet annexe est localisé à environ 6Km du centre ville, sur le coté droit de la route nationale n°10 reliant la wilaya de Tébessa à la wilaya de Constantine (Figure 10).

Du fait de son emplacement géographique, le climat de la région de Tébessa est de type semi aride, caractérisé par un hiver froid et rigoureux et par un été chaud et sec. Les précipitations sont relativement faibles et irrégulières. L'essentiel des données climatique de la région de Tébessa sont récapitulées dans le tableau suivant. (Djbaili, 1984)

Tableau 10. Données climatiques de la région de Tébessa.

Paramètre	T. Min.	T. Max.	Altitude	Précipitation	Enneigement	Gelées blanches	Sirocco
Valeur	1.9°C	34.8°C	855m	338 mm	2.9 J/Année	18.9 J/année	16.2 J/année

2.2.2.2. Choix du dispositif expérimental 2

Lors de cette expérimentation, qui à consister à des analyses pédologiques, physiologiques et anatomiques, nous avons gardé le même choix d'un dispositif expérimental en *bloc aléatoire complet* (BAC). L'expérimentation est de mode factorielle, avec **3 facteurs** où l'espèce, avec ces 3 niveaux (*A. halimus*, *A. nummularia* et *A. canescens*), représentait le facteur bloc. Ce choix a été fait en raison de la grande divergence génétique marquant ces dernières (Démontrait aussi par l'analyse moléculaire que nous avons réalisée sur leur diversité génétique). En effet la nécessité de bloquer leurs variation est essentielle pour pouvoir étudier les effets de deux autres facteurs à savoir : **engrais** avec ces **3** niveau (Témoin, DO_{20}, et TSP) et **salinité** avec ces **5** niveaux (D0, D1, D2, D3, D4). Chaque traitement a fait l'objet de **3** répétitions (Annexe 5.2).

Les observations ont porté sur les paramètres suivants:

- Anatomiques: Structure primaire de la tige, des feuille et des racines.
- Pédologique : pH, CE, P, Na et K.
- Métaboliques: Glucides totales, Chlorophylles a+b, Proline, Protéines totales et lipides totales.
- Minéraux: P, Na et K.

2.2.2.3. Installation de l'essai

a. Choix de type de phosphate et de sel soluble utilisés

Pour ce qui est des engrais phosphatés utilisés, nous avons choisi deux sources de phosphore :

- le DO_{20} ; qui représente une ressource naturelle locale et dont la valorisation pourrait bien apporter aux secteurs ; minier et agricole.

– le TSP ; qui est un engrais très soluble et qui nous a servi comme un engrais de référence.

Dans le but de provoquer le stress salin chez les végétaux étudiés, nous avons opté pour l'utilisation de sel de chlorure de sodium (NaCl). Ce dernier est largement utilisé dans ce genre d'étude. Il est aussi à noter que cette forme naturelle de sel soluble est, fréquemment, celle la plus liée aux problèmes de la salinisation de nos sols. (Slama, 2004).

b. Choix de doses de phosphate et de NaCl utilisés

En ce qui concerne les doses de NaCl choisies, c'est à partir des résultats de l'analyse du sol (0.69g de NaCl/l) et en se référant à nos premiers essais réalisés en phase de germination, que nous avons établi un intervalle compris entre 0 à 16g de NaCl/Kg de sol.
Cependant, les doses des fertilisants phosphatés ont été choisies comme suit :

- D'après les résultats d'analyse chimique du sol (Tableau 08), et selon la classification d'Olsen (1955), il s'est avéré que le sol utilisé a une teneur très basse en phosphore assimilable (0,04 ppm) et en phosphore total (5.01ppm).
- Selon Frossard et al. (2000), la teneur optimale des sols agricoles en phosphore varie de 100 à 300 ppm.
- Les engrais utilisés ne renferment pas la même quantité de P (20% pour le DO_{20} et 46% pour le TSP).

A la base de ces dernières données, nous avons évalué la quantité nécessaire, de chacun des engrais à apporter, pour obtenir une teneur de 200ppm du P dans notre substrat. Les quantités d'engrais déduites sont les suivantes; **1g de TSP**/Kg de substrat et **2.2 g de DO_{20}**/Kg de substrat. Les détails de calcul et de conversion sont rapportés dans l'Annexe 01.

c. Apport de phosphates et de NaCl

Après avoir déterminé les doses de phosphate et de NaCl à apporter et conformément au dispositif expérimental 2, nous avons appliqué et mélanger les phosphates aux substrats de culture, sous leurs formes solides. Toutefois, sous forme de solutions salines, nous avons ajouté les doses du NaCl.

d. Mise en culture

En Octobre 2004 et après avoir préparé les pots ainsi que le substrat de culture, nous avons procédé à la transplantation des plants, dans leurs pots. Puis, nous avons bien arrosés le tout, afin d'éviter tout échec de culture et au même temps, pour permettre aux engrais et aux sels de NaCl, une bonne distribution et solubilisation dans le substrat.

2.2.2.4. Conduite des essais

L'expérimentation s'est déroulée sous les conditions naturelles du terrain expérimental où nous n'avons assuré que, l'arrosage des plants dont les besoins en eau ont été estimés à la base d'une appréciaient visuelle de l'humidité du sol.

Durant les deux années 2005 et 2006, nous avons effectué, sur les plantes transplantées, des échantillonnages pour des analyses anatomiques et physiologiques. Alors qu'en 2007, nous avons récupérer les substrats de culture pour réaliser les analyses pédologiques.

2.3. Méthodes d'étude

2.3.1. Analyse moléculaire de la diversité génétique

2.31.1. Extraction, purification et quantification de l'ADN génomique

a. Echantillonnage

Les échantillons des espèces d'*Atriplex* étudiés ont été collectés, le jour du 23/12/2007, sur différents sites de la région de Tébessa (Algérie) (Figure 10). En premier lieu, nous avons prélevé, au hasard, des feuilles jeunes sur des plants adultes existants dans la pépinière pastorale de Thlidjène (situé au Sud-est de la wilaya de Tébessa). En effet, nous avons prélevé aléatoirement 3 échantillons pour chaque espèce. Les échantillons : H8, H9 et H10 représentent l'espèce *A. halimus*, C1, C2 et C3 l'espèce *A. canescens* alors que, N1, N2 et N3 représentent l'espèce *A. nummularia*. Puis nous avons réalisé d'autres prélèvements, hors station, sur d'autres sites et ce seulement pour le cas de l'espèce autochtone *A. halimus* (échantillons : H1, H2, H3, H4 et H6) car les deux autres espèces n'existent pas à l'état naturel sur le continent africain. Les échantillons ont été conservés à une température de -80°C et analysés dans le laboratoire de physiologie végétale et biotechnologies de l'institut national de la recherche agronomique de Tunis.

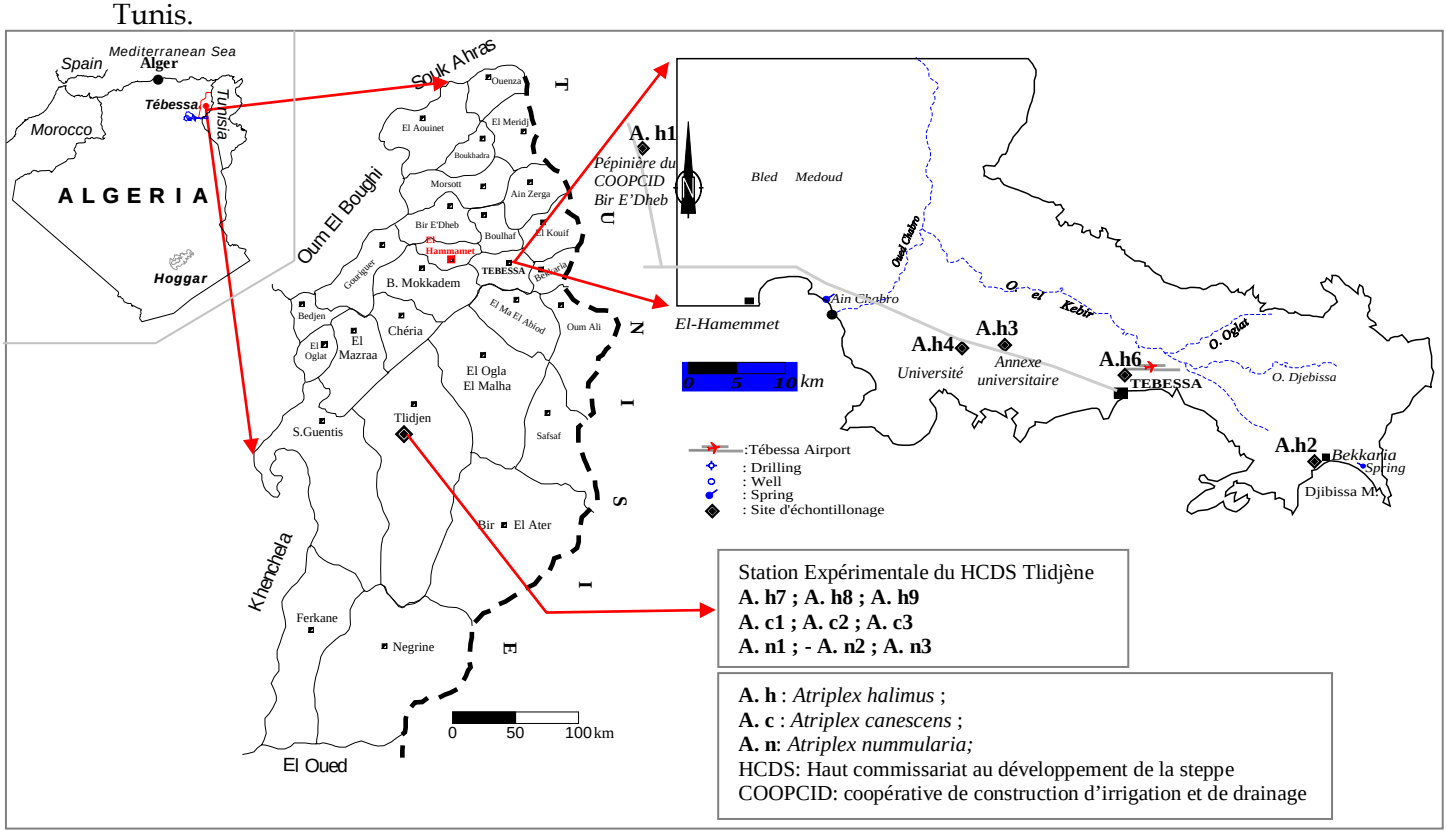


Figure 10. Représentation de la codification et de la répartition des génotypes étudiés sur les sites d'échantillonnage représentés sur la carte de la wilaya et de la plaine de Tébessa (Algérie).

b. Broyage

C'est une technique manuelle qui consiste à broyer rapidement en présence d'azote liquide une quantité du matériel végétal (> 1g) à l'aide d'un mortier et d'un pilon, qui ont subit préalablement un trempage dans de l'azote liquide, afin de minimiser le temps d'exposition du matériel végétal à la température ambiante, et par conséquent, éviter la dégradation de l'ADN. Il est à noter que le matériel de travail doit être stérilisé avec de l'éthanol (70%) pour chacun des échantillons. Le broya de chaque échantillons a été mis dans des tubes de 50ml contenant 5 à 10ml d'azote liquide puis conservés au congélateur à -80°C.

c. Extraction et purification de l'ADN

L'extraction a été réalisée selon la méthode de Williams et al. (1990) que nous avons optimisée pour le cas de nos espèces. Elle consiste à mettre 150µg du broyât de chaque échantillon dans un tube de 10 ml, auquel on ajoute 900µl de tampon d'extraction (5% CTAB, 20 mM EDTA, 1,44 mM Tris HCl (pH=8)) plus 9µl β-mercaptoéthanol tout en agitant fortement avec le vortex. Tous les tubes sont, par la suite, incubés à 65°C pendant 30min avec des agitations périodiques toutes les 5 minutes.

Après un repos de 4 à 5 min, 900µl de chloroforme: isoamylalcool (24:1 v/v) sont ajoutés. Puis le mélange est agité manuellement pendant 15 min afin de maintenir l'émulsion. Puis on procède à une centrifugation pendant 10min à 12000 tpm, à une température de 4°C.

A la fin de la centrifugation, on récupère et transverse le surnageant, contenant les acides nucléiques, vers des nouveau tubes, où ils sont précipités en ajoutant un volume de 900µl d'isopropanol frais (-80°C) et en mélangeant prudemment. Ensuite, une deuxième centrifugation est réalisée dans les mêmes conditions, pendant 7 min. Le surnageant est éliminé et le culot d'ADN obtenu est lavé avec 500µl d'éthanol (70%). Au terme de ce lavage on réalise une autre centrifugation puis le surnageant est éliminé et les tubes sont séchés à l'air libre pendant une heure. Le culot est par la suite dissout dans 100 µl de TE (Tampon de resuspension: Tris HCl 10 mM à pH 8, EDTA 1 mM à pH 8) et le tout est conservé pendant toute une nuit à 4°C.

d. Traitement à l'ARNase

A fin de purifier les échantillons de leur contenu en ARN, un traitement à la ARNase s'impose comme suit (Williams et al. 1990) :

- Ajoutez 2µl d'ARNase à chaque échantillon puis mettre les tubes à 37 °C pendant 1h 30min.
- Ajoutez 200µl chloroforme alcool isoamylique (24 :1), agitez pendant 10min puis centrifugez l'ensemble à 12000 tpm pendant 10 min.
- Récupérez le surnageant en le transférant dans des nouveaux tubes.
- Ajoutez un volume d'acétate d'ammonium (200µl) et deux volumes d'éthanol (proportionnel au volume de chloroforme alcool isoamylique (400µl)).
- Mettez le mélange à température de -80°C pendant 10 min.
- Centrifugez les tubes (12000tpm) pendant 10 min et jetez le surnageant.
- Ajoutez 500µl d'éthanol (70%) pour lavé l'ADN puis réalisez une centrifugation à 12000 tpm pendant 10 min.

- En fin, inversez les tubes et faire sécher le culot d'ADN puis le faire dissoudre dans 100µl de TE. Les échantillons peuvent être, par la suite, utilisés ou stockés à –20°C.

e. Quantification de l'ADN

D'après Sambrouk et al. (1989), la quantité d'acides nucléiques (ADN ou ARN) présent dans une préparation peut être déterminée par la méthode de la fluorescence émise par le bromide d'éthidium (BET) après électrophorèse sur gel d'agarose.

L'intensité de fluorescence émise par les molécules de BET, intercalées entre les bases de l'ADN, est proportionnelle à la qualité de ce dernier. Ainsi, nous avons quantifié l'ADN, après électrophorèse sur gel d'agarose et coloration au BET puis visualisation et prise en photo, sous lumière ultraviolette. Cette estimation de la quantité d'ADN des génotypes étudiés, a été réalisée en comparant leur fluorescence avec celle de l'ADN d'un marqueur de taille moléculaire de type Hind3, dont la concentration est connue.

2.3.1.2. Amplification d'ADN et Electrophorèse

a. Amorces utilisées

Nous avons testé un total de 40 amorces. En raison des bandes polymorphes qu'elles ont produites, seules 21 ont été retenues, qui sont les suivantes : OPA2, 5, 7, OPB1, 3, 6, OPC7, 8, 15, OPD8, 11, 15, OPE12, 18, OPG3, 12, OPI16, OPK9, OPL2, OPN7, OPP8. (Tableau 12).

b. Amplification d'ADN

L'amplification s'est effectuée dans un volume total de 25µl contenant 2µl d'extrait d'ADN (10ng/µl), 5µl du tampon de l'enzyme de polymérisation (5x), 2µl de $MgCl_2$ (2.5mM), 2.5µl de dNTPs (2mM), 3.8µl d'amorce oligo-nucléotide, 0.2µl de Taq DNA polymérase à 5U/µl. Le processus de la PCR consiste en une dénaturation initiale (5 min à 94 °C.) suivie de 46 cycles d'amplification (1 min de dénaturation à 94 °C., 1 min d'hybridation à 35 °C, 2 min d'extension à 72 °C) et en une extension finale (10 min à 72 °C) (Williams, 1990).

c. Electrophorèse

Pendant 90 min, le produit PCR a été mis pour migration et séparation par électrophorèse, dans un gel d'agarose 2% (p/v (TBE), contenant du bromure d'éthidium. Les bandes d'ADN produites ont été alors observées puis photographiées sous la lumière ultraviolette (Williams, 1990).

d. Calcule di PIC (Polymorphism Information Content)

Le PIC est l'information sur le contenu en polymorphisme de l'amorce i. Il est donnée par l'équation suivante : **PIC** = $1-\Sigma^{n}_{j=1}\ P(ij)^2$; (Botstein et al., 1980). Où Pij est la fréquence de l'ième allèle révélé chez $j^{ème}$ amorce et n est le nombre total d'allèle.

e. Analyse bioinformatique de données

Pour chacun des individus et pour chaque amorce, la lecture visuelle des gels a permis de noter les bandes polymorphes. Ainsi, nous avons attribué la valeur 1 pour les bandes présentes et 0 pour les bandes absentes à chacun des allèles, pour chaque individu. Après saisi des données correspondants à des matrices binaires, le programme SIMQUAL (*Similarity for quantitative Data Program*) du logiciel NTSYS-pc (*The numerical Taxonomy and Multivariate*

Analysis System For PC), Version 2.0 a permis d'élaborer un dendrogramme et une matrice basé sur le coefficient de similarité génétique entre les différents génotypes d'*Atriplex* étudiés.

2.3.2. Mesure des paramètres de la germination

Au cours des testes de germination, nous avons estimé cette dernière, à travers les paramètres suivants : Taux de germination cumulée, Temps moyen de la germination et Coefficient d'uniformité de la germination.

2.3.2.1. Taux de germination cumulée

L'estimation du taux de germination consistait au pourcentage de graines germées. Selon Côme (1970), on considère qu'une graine est germée lorsque la radicule perse l'enveloppe séminale. Ainsi, nous avons estimé ce taux à partir d'un total de 100 graines avec 5 répétition, c'est à dire le pourcentage de graines germées, pour chaque traitement, est établit sur un effectif de 500 graines. Ces graines ont fait l'objet d'observation quotidienne pendant 30 jours, où les graines germées ont été comptabilisées et éliminées.

2.3.2.2. Temps moyen de la germination

Le Calcule du temps moyen (Tm) est considéré comme un indice essentiel sur la faculté germinative des graines et est réalisé à partir de cette équation : $Tm = \Sigma (t \times n) / \Sigma n$. (Derek et al, 1943).

2.3.2.3. Coefficient d'uniformité de la germination

Le coefficient d'uniformité de la germination est considéré aussi comme un indice capital utilisé dans la mesure de l'homogénéité de la germination, il a été déduit à partir de l'équation suivante :

$CUG = \Sigma n / \Sigma [(Tm - t)^2 \times n]$: t : Temps en jour, n : nombre de graine germée (Derek et al, 1943).

2.3.3. Etude de l'anatomique des plantes étudiées

2.3.3.1. Echantillonnage

Nous avons prélevé, au niveau des zones terminales (Apex) des racinaires et des tiges, des sections d'une longueur de 1 à 2cm. Quant aux feuilles, nous avons prélevé des feuilles jeunes à proximité des bourgeons. Aussitôt prélevés, les échantillons ont été mis dans l'eau distillée et transférer au laboratoire, afin d'éviter leur desséchement.

2.3.3.2. Réalisation des coupes anatomiques et coloration

Nous avons réalisé les coupes, au niveau de la structure primaire, selon la technique manuelle, dite, à main levée. Puis nous avons procédé à la coloration des sujets, selon la technique de la double coloration (carmino-vert) conformément aux étapes suivantes (Zaffran, 1998):

a. A l'aide d'une lame de rasoir, nous avons découpés les sections d'organes étudiés, en plusieurs tranches fines. Puis, nous avons choisi parmi elles, les plus fines et conformes.

b. Les tranches obtenues ont été mis dans un verre de montre, contenant de l'eau de javel (détruire le contenu cellulaire et préserve les parois pecto-cellulosiques).

c. En suites, elles sont transférées ver un 2ème verre de montre contenant de l'eau distillée (élimination de l'eau de javel en excès).

d. Puis, elles sont mis dans un 3ème verre de montre dans de l'acide acétique (1%), pendant 2 minutes (élimination de toute trace de l'eau de javel).

e. On procède à la coloration des coupes dans un 4ème verre de montre contenant du vert d'iode (colore les tissus lignifiés (mortes) en vert) et du carmin acétique (colore les tissus vivant et développe la couleur rouge avec la cellulose) en parts égales.

f. Après coloration, les échantillons sont mis dans de l'alcool (70%) (remplace l'eau contenue dans les cellules et conserve ainsi les coupe obtenues).

2.3.3.3. Visualisation et photographie

Après avoir mis les échantillons entre lame et lamelle, dans une goute de glycérine, nous avons procédé à la visualisation sous microscopique optique. Ce dernier est équipé d'appareil photo couleur, avec laquelle, nous avons réalisé les prises de photos des coupes.

2.3.4. Analyse pédologique du sol

2.3.4.1. Mise en solution d'éléments minéraux

Le sol a été tamisé à travers des tamis de 2mm. Pour le cas des ions **K^+** et **Na^+** qui sont très soluble dans l'eau, leur extraction c'est réalisée par dissolution direct de l'échantillon du sol dans de l'eau distillée, avec un rapport (2/10), puis une agitation, décantation et une double filtration. Cependant, pour le cas du phosphore, l'extraction du **P assimilable**, a été réalisée selon la méthode d'Olsen (1954) in (Baize, 2000) par dissolution du 0.05g de terre dans 5ml d'une solution de Bicarbonate de Sodium Na_2CO_3 (0.5N).

2.3.4.2. Analyse physico-chimique du sol

L'analyse physico-chimique du sol a été réalisée au laboratoire selon les méthodes citées dans le tableau ci-dessous. Le calcul des concentrations réelles du K, Na et P a été fait à partir de leurs équations correspondantes qui ont été déduites des courbes des gammes d'étalonnages et par des conversions prenant en considération toutes les dilutions qui ont faites. (Annexe 2.) :

Tableau 11. Méthodes d'analyse du sol

Paramètres	Méthodes (CIRAD, 2004)
pH	pH mètre
Salinité (mg/l)	Conductivimètre
C.E. (mS/cm)	Conductivimètre
K^+	Photomètre à flamme
Na^+	Photomètre à flamme
P assimilable	Olsen (1954)

2.3.5. Mesure des paramètres métaboliques

2.3.5.1. Dosage des glucides

Le dosage des sucres solubles totaux a été fait au niveau des feuilles des plantes selon la méthode de Dubois, (1956). L'extraction des sucres solubles consiste à mètre 100mg de matière fraîche dans des tubes à essai puis à ajouter 2ml d'éthanol à 80%. Le tout est laissé 48 H. Le dosage se fait par évaporation du totale de l'alcool en mettant les tubes à essai dans un bain marie à 70°. Après refroidissement, on complète le volume de chaque tube à essai à 20 ml avec de l'eau distillée. Ensuite en prélève 1ml de la solution et on joute 1ml de phénol à 5 % en prenant soin de bien agiter, puis on ajoute 2 ml d'acide sulfurique concentré dans des tubes déposés préalablement dans un bain de glace. En fin le tout est laissé se reposer pendant 25 min, puis on procède à la lecture au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 490 nm. Le calcul des concentrations réelles se fait par l'équation déduite de la gamme d'étalonnage (Annexe 3.) et par des conversions prenantes en considération toutes les dilutions faites.

2.3.5.2. Dosage de la chlorophylle

L'extraction de la chlorophylle est faite suivant la méthode de HOLDEN (1975) in (Rahmoune et al., 2001). Qui consiste en une macération du végétal dans de l'acétone ; le végétal est coupé en petits morceaux et broyé à l'aide d'un mortier dans de l'acétone à 80 % tout en ajoutant quelques milligrammes de carbonates de calcium. Après le broyage total, la solution obtenue est filtrée et mises dans des boites noires (pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière) puis on procède à la lecture des densités optiques des solutions à l'aide d'un spectrophotomètre à deux longueurs d'ondes : 645 et 663 nm, après l'étalonnage de l'appareil avec la solution témoin d'acétone à 80%. D'après Arnon (1949) la formule relative au solvant nous permet de calculer la valeur de la chlorophylle (a+b) = 8.02 x DO 663 + 20.2 x DO 645. Où DO représente la densité optique (valeur donnée par le spectrophotomètre aux longueurs d'ondes 663nm et 645 nm).

2.3.5.3. Dosage de la proline

La technique utilisée pour le dosage de la proline est celle de Troll et Lindsley (1955) modifiée par Dreier et Goring (1974). Le traitement des échantillons se fait comme suit :

100 mg de matière fraîche prélevés de chaque répétition sont mises dans des tubes à essai auxquels on ajoute 2 ml de Méthanol à 40%, le tout est chauffé au bain-marie à 85°C pendant 1 heure. Après refroidissement, au volume de 1 ml prélevé de chaque échantillon, on ajoute 1 ml d'acide acétique, 1 ml de réactif (120 ml d'eau distillée + 300 ml d'acide acétique + 80 ml d'acide orthophosphorique) et 25 mg de ninhydrine. Le tout est porté à ébullition à 100°C pendant 30 minutes. Après refroidissement, l'addition de 5 ml de toluène, permet de distinguer une phase supérieure qui contient la proline et une autre phase inferieure. Après récupération de la phase supérieure, quelques milligrammes de sulfate de Sodium sont ajoutés.

La lecture des densités optiques des échantillons se fait à la longueur d'onde 528 nm, l'étalonnage de l'appareil se fait par le mélange (acide acétique + eau distillée + acide orthophosphorique + ninhydrine). Le calcul des concentrations réelles se fait par l'équation déduite de la gamme d'étalonnage (Annexe 3.) et par des conversions prenantes en considération toutes les dilutions faites.

2.3.5.4. Dosage des lipides

Les lipides totales sont dosées selon la méthodes (Goldsworthy et al., 1972). Chaque échantillon constitué de 0.5g de matière fraiche foliaire, est découpé et macéré dans 10ml de l'acide trichloroacétique acide TCA (20%). Apres broyage et filtration dans des tubes à essai, 1ml de l'extrait est prélevé et centrifugé à 5000 t/min pendant 10min. On verse le surnageant et on garde, dans le même tube, le culot qui contient les lipides. On ajoute à ce dernier 1ml du mélange Ether/Chlorophorme (1/1), puis on procède à une deuxième centrifugation (5000 t/min pendant 10min) qui donne deux phases : un culot (**contenant les protéines**) et un surnageant (**contenant les lipides**). Au moyen d'une micropipette, on prélève 100µl du surnageant auquel on ajoute 1ml de l'acide sulfurique et en met, après agitation, les tubes dans un bain marie à 100°C pendant 10min. Après refroidissement, on prélève encore une fois, au moyen d'une micropipette 200µl de l'extrait, auquel on ajoute 2.5ml du mélange sulfo-phospho-vanillinique à 85% (0.38g Vanilline + 195ml acide orthphosphorique + 55ml H_2O). Cette réaction développe une couleur rose. Ainsi, la lecture spectrophotomètrqiue est réalisée à une longueur d'onde 530nm. Le calcul des concentrations réelles se fait à partir de l'équation déduite de la gamme d'étalonnage (Annexe 3.) et par des conversions prenantes en considération toutes les dilutions faites.

2.3.5.5. Dosage des protéines

Le dosage des protéines a été réalisé selon la méthode colorimétrique de Bradford (1976) comme suit : sur le même échantillon utilisé pour dosé les lipides, on récupère le culot issu de la deuxième centrifugation auquel on a ajouté 1ml du NaOH (0.1N) et on agite énergétiquement pour la dissolution des protéines. Après, on prélève, au moyen d'une micropipette, un volume de 100µl auquel on ajoute 4ml du réactif BBC (Bleu Brillant de Coumassie (50mg BBC +50ml de acide orthophosphorique à 85% et on complète à 500ml)). Ainsi une couleur bleu se développe et on passe directement les échantillons pour lecture à une longueur d'onde 595nm. Le calcul des concentrations réelles se fait par l'équation déduite de la gamme d'étalonnage (Annexe 3.) et par des conversions prenant en considération toutes les dilutions faites.

2.3.6. Analyse minérale végétale

2.3.6.1. Minéralisation du végétal

Cette méthode de mise en solution d'éléments minéraux contenus dans un matériel végétal s'adresse à des matrices à priori pauvres en silice et dont le résidu après passage au four est très réduit. Elle n'est généralement appliquée que pour l'analyse de **P**, **K**, Ca, Mg, **Na**.

500 mg de matériel végétal préalablement séché, sont introduits dans une capsule en quartz. La capsule est placée dans un four dont la température est augmentée progressivement jusqu'à 500°C et qui est ainsi maintenue pendant 2 heures. Un pallier est effectué aux alentours de 200°C jusqu'à la fin du dégagement de fumées. Après refroidissement, les cendres sont humectées avec quelques gouttes d'eau puis on ajoute 2ml de HCl au ½. On évapore à sec sur plaque chauffante. Après avoir ajouté 2ml de HCl au ½, on laisse en contact 10 minutes et on filtre dans des fioles jaugées de 50ml.

Après avoir ajusté au trait de jauge puis homogénéisé par agitation manuelle, les solutions sont transvasées dans des godets préalablement rincés avec la solution et sur lequel le numéro de l'échantillon est inscrit (CIRAD, 2004).

2.3.6.2. Dosage du P assimilable

Cette méthode est généralement utilisée pour le cas des sols tempérés. La mise en solution partielle du phosphore utilise comme réactif une solution de bicarbonate de sodium à pH déterminé (8.5). Cette méthode est référencée par la norme AFNOR sous le numéro : NF ISO 11263.

Cette méthode extrait plus particulièrement le phosphore lié au calcium-aluminium et fer. La teneur en phosphore dans une solution limpide est mesurée par l'analyse spectrométrique, sur un appareil à flux continu, de la couleur bleue du complexe phosphomolybdique réduit à chaud par l'acide ascorbique (λ= 660nm) (Olsen, 1954).

2.3.6.3. Dosage de Na et K

Après la réalisation des courbes d'étalonnage pour chaque éléments, on procède au dosage du Na et K, réalisé sur filtrat, par une lecture directe au moyen d'un photomètre à flamme (CERAD, 2004).

2.3.7. Analyse statistique de données

A l'aide d'un logiciel statistique (STATISTICA version 5, 1997). Les données pour chaque paramètre mesuré ont fait l'objet d'analyse de variance (ANOVA) ; au départ on faisait une analyse à trois critères de classification (Espèce, Engrais et Salinité), mais dans les cas où les différences significatives ne son pas détectées on procède à des analyse à 2 critères de classification (Engrais et Salinité) où nous analysant chaque espèces à part. Ainsi, pour les analyses significatives, des comparaisons de moyennes de type PPDS (Newman et Kells) sont réalisés. Finalement, nous avons caractérisé les corrélations existantes entre les paramètres mesurés, par l'élaboration d'une matrice de corrélation.

CHAPITRE 3.

Résultats et Discussion

CHAPITRE 3. Résultats et discussion

3.1. Diversité génétique inter et intra-spécifique des plantes étudié

3.1.1. Empreintes génétiques

Cette étude a permis de détecter des empreintes génétiques spécifiques pour les 14 génotypes étudiés. Les 20 amorces de RAPD retenues dans cet essai ont généré un très grand nombre de bandes polymorphes caractérisées par un poids moléculaire compris entre 200 à 1500 pb. La figure 3 présente un exemple des profiles générés par l'amorce OPA02 et OPA08.

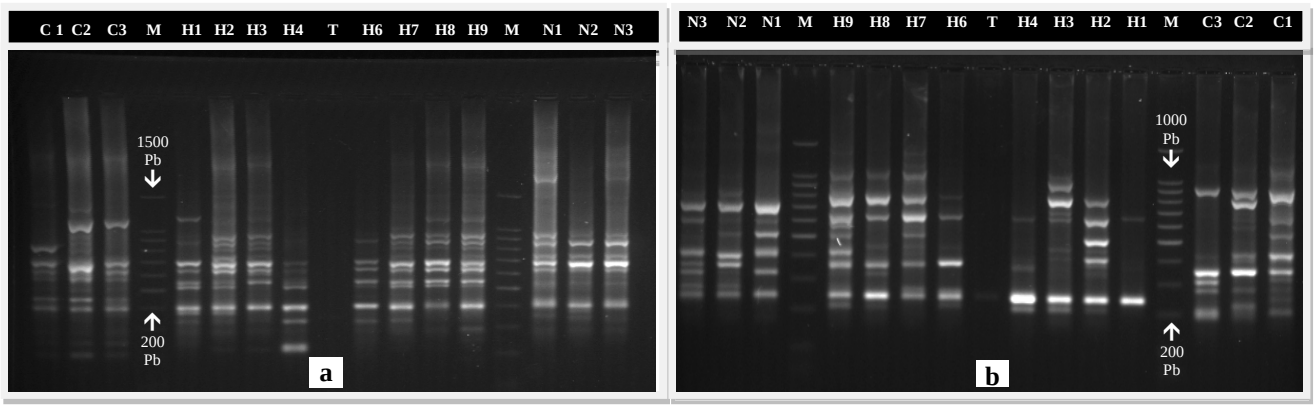


Figure 11. Exemple de gel d'agarose montrant un profile d'ADN amplifié avec la réaction RAPD-PCR utilisant l'amorce OPA02 (Photo **a**) et OPC08 (Photo **b**) et 14 génotypes appartenant à 3 espèces d'*Atriplex*.
Légendes: C, H et N correspondent respectivement aux noms des espèces: *A. canescens, A. halimus et A. nummularia* ; M : marqueur de taille (100Pb Ladder) ; T : témoin négatif (sans ADN).

Les 20 amorces retenues ont produit un total de 319 bandes polymorphes. Pour tous les génotypes, le nombre le plus élevé de bandes polymorphes est obtenu par l'amorce OPI 16 avec 26 bandes, alors que le plus faible par l'amorce OPE 18 avec seulement 7 bandes. En moyenne, 17 bandes par amorce ont été produites (Tableau 12.).

3.1.2. Similarité génétique

La matrice de similarité (Figure 12.), affiche une variation du coefficient de similarité génétique comprise entre 0,533 et 0,831, avec une moyenne de 0,682. Les similarités les plus élevées ont été observées entre les composantes génotypiques suivantes: (H4-H6: 0,831), (H7-H9: 0,796) et (C2-C3: 0,796). Les similarités les plus faibles ont été obtenues avec les combinaisons (H9-N3: 0,533), (N1-C2: 0,533) et (N3-H2: 0,539).

Tableau 12. Amorces RAPD sélectionnées, nombre de fragments amplifiés et polymorphes et valeurs des PIC obtenus.

Amorces	Séquence 5′…3′	Nombre de fragments amplifiés	Nombre de fragments polymorphes	PIC
OPA-02	TGCCGAGCTG	**19**	**19**	**0.920**
OPA-05	AGGGGTCTTG	**13**	**13**	**0.893**
OPA-07	GTTTCGCTCC	**18**	**18**	**0.931**
OPB-01	GTTTCGCTCC	**12**	**12**	**0.897**
OPB-03	CATCCCCCTG	**16**	**16**	**0.897**
OPB-06	TGCTCTGCCC	**16**	**16**	**0.914**
OPC-07	GTCCCGACGA	**14**	**14**	**0.901**
OPC-08	TGGACCGGTG	**13**	**13**	**0.970**
OPC-15	GACGGATCAG	**14**	**14**	**0.901**
OPD-08	GTGTGCCCCA	**20**	**20**	**0.938**
OPD-11	AGCGCCATTG	**11**	**11**	**0.894**
OPD-15	CATCCGTGCT	**15**	**15**	**0.901**
OPE-12	TTATCGCCCC	**17**	**17**	**0.918**
OPE-18	GGACTGCAGA	**11**	**11**	**0.869**
OPG-03	TCTCCGCCTT	**19**	**19**	**0.917**
OPI-16	TCTCCGCCTT	**22**	**22**	**0.935**
OPK-09	CCCTACCGAC	**19**	**19**	**0.922**
OPL-02	TGGGCGTCAA	**17**	**17**	**0.911**
OPN-07	ACATCGCCCA	**7**	**7**	**0.809**
OPP-08	TCTGTTCCCC	**26**	**26**	**0.949**
Total		**319**	**319**	**-**
Moyenne		**17**	**319**	**0.909**

	C1	**C2**	**C3**	**H1**	**H2**	**H3**	**H4**	**H6**	**H7**	**H8**	**H9**	**N1**	**N2**	**N3**
C1	**1**													
C2	0.762	1												
C3	0.759	0.796	1											
H1	0.655	0.712	0.727	1										
H2	0.564	0.589	0.599	0.69	1									
H3	0.58	0.63	0.652	0.693	0.771	1								
H4	0.665	0.69	0.73	0.796	0.668	0.727	1							
H6	0.639	0.696	0.737	0.828	0.699	0.708	0.831	1						
H7	0.549	0.592	0.621	0.674	0.734	0.774	0.677	0.69	1					
H8	0.577	0.614	0.655	0.74	0.705	0.74	0.73	0.743	0.777	1				
H9	0.552	0.577	0.599	0.646	0.762	0.759	0.655	0.655	0.796	0.749	1			
N1	0.552	0.533	0.567	0.602	0.586	0.583	0.574	0.586	0.564	0.599	0.592	1		
N2	0.618	0.586	0.627	0.699	0.627	0.618	0.702	0.696	0.611	0.671	0.621	0.69	1	
N3	0.567	0.574	0.596	0.605	0.539	0.542	0.596	0.602	0.561	0.589	0.533	0.727	0.712	1

Figure 12. Matrice de corrélation représentant le coefficient de similarité existant entre les génotypes étudiés, générée par les marqueurs RAPD.

3.1.3. Degré informatif des amorces utilisées.

Le tableau 1. Récapitule et illustre des informations sur les amorces utilisées dans ce travail, quant aux allèles qu'elles ont générés (Fragments amplifiés) et leurs taux de polymorphisme, ainsi qu'une estimation du polymorphisme des amorces elles-mêmes, exprimée par les valeurs du PIC. Ces dernières varient de 0,809 (OPN-07) à 0,970 (OPC-08) avec une moyenne générale de 0,909.

Selon la classification de Botestein et al. (1980), nos valeurs de PIC témoignent d'un niveau très informatif, des amorces utilisées. Nous pensons que ces valeurs (PIC) extrêmement élevées sont la résultante de différents paramètres impliqués dans ce travail, à savoir :

- Le caractère très polymorphe des marqueurs utilisés (Russell *et al,* 1997*)*; ce qui pourrait expliquer le nombre élevé de fragments amplifiés (bandes générées).
- La nature très éloignée des espèces étudiées (Saghi-Maroof *et al*., 1994); ce qui justifie, peut être, le fait que 100% des fragments générés sont polymorphes.

3.1.4. Polymorphisme inter et intra-spécifique

Pour cette étude, nous avons fixé au niveau du dendrogramme (Figure 15.), un point sur l'échelle du coefficient de similarité (pointé par une ligne verticale discontinue), marquant le repère choisi pour de la détermination du nombre de groupes produits.

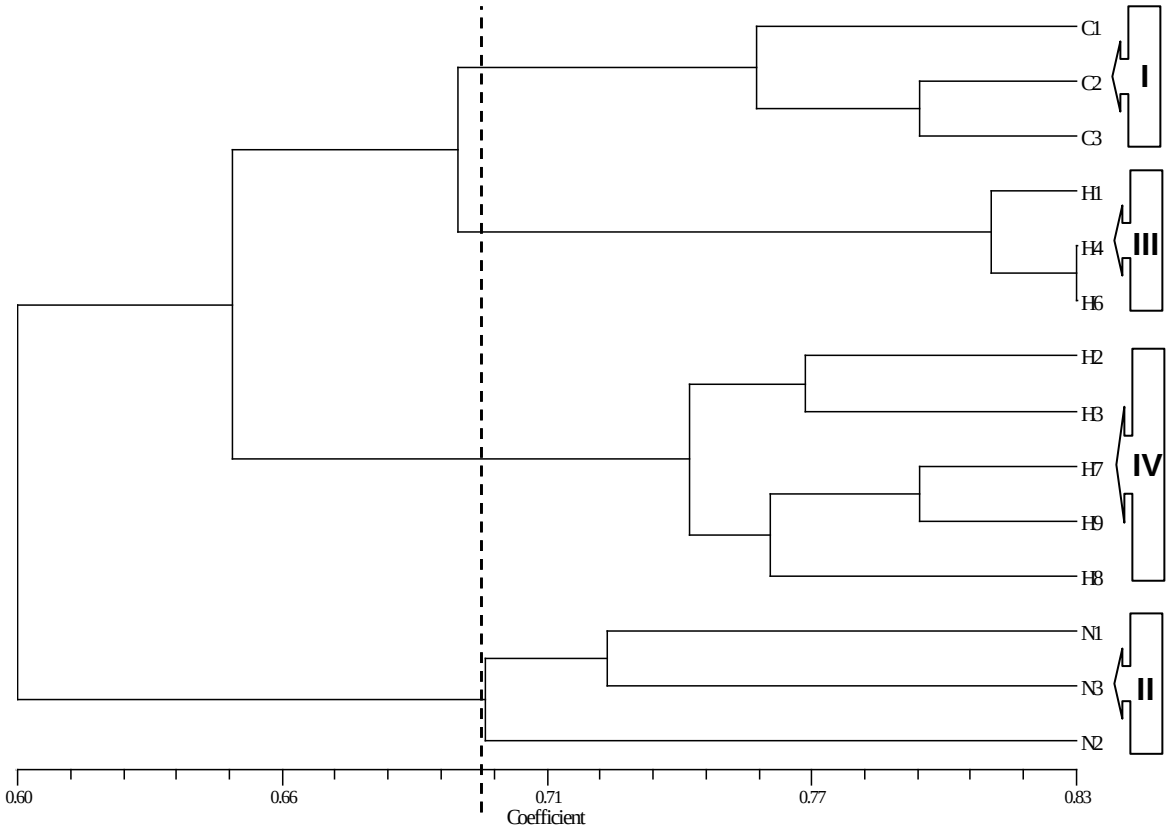


Fig 13. Dendrogramme représentant les distances génétiques existantes entre les génotypes étudiés, générées par les marqueurs RAPD. (Basé sur le coefficient de similarité simple matching (*SM)*). Les groupes formés (I, II, III et IV) sont indiqués à droite de la figure. La ligne discontinue verticale indique le point repère de la séparation des groupes.

D'après ce dendrogramme, généré par l'approche RAPD, nous avons séparé les génotypes étudiés en 4 groupes distincts: le premier (G1) renferme tous les individus appartenant seulement à l'espèce d'origine américaine *A. canescens* (C1, C2 et C3), le second groupe (G2) renferme aussi et exclusivement les individus de l'espèce australienne *A. nummularia* (N1, N2 et N3). Cependant, les individus de l'espèce locale (*A. halimus*) ont été partagés entre le groupes 3 (G3) et 4 (G4) contenant respectivement les 2 ensembles de génotypes (H1, H4 et H6) et (H2, H3, H7, H8 et H9).

Ces résultats montrent que les individus du G3 sont génétiquement les plus proches entre eux, par rapport, aux autres existants au sein d'un même groupe. Dans cette étude, le couple H4-H6 est exceptionnellement le plus génétiquement convergeant, avec le coefficient de similarité le plus élevé (0.831). Les individus du G4 appartenant aussi à l'espèce locale viennent, avec ceux du G1, à la seconde place. Cependant, les individus de l'espèce australienne paraissent comme les plus distants entre eux. Ceci révèle que le niveau de variabilité génétique intra-spécifique, de cette dernière espèce, est très élevé. La nature de la reproduction de l'espèce (*A. nummularia*) pourrait, peut être, expliqué ce caractère, sachant que les plantes de cette espèce ont un mode de reproduction exclusivement allogame, contrairement aux deux autres. (Franclet et Le Houérou, 1971).

Le dendrogramme nous permet aussi de remarquer que le groupe 4 (G4) est lui-même subdivisé en 2 sous groupes : le premier est composé des génotypes: H2 et H3, et le second est composé des génotypes H7, H8 et H9. Le rapprochement génétique enregistré entre ces derniers génotypes (G4) est justifié par le fait que tous leurs plants sont reproduits au sein de la même pépinière pastorale. Par conséquence, leurs semences pourraient appartenir à des plants ayant des parents communs, voire même, elles auraient pu être recueillies sur un même pied ou encore être multipliées par bouturage, dans cette même pépinière.

Paradoxalement, les génotypes H4 et H6 d'*Atriplex halimus*, existant à l'état spontané (Figure 10) et qui enregistrent la plus grande similarité, dans cette étude, sont géographiquement, relativement éloignés l'un de l'autre. Cependant, des études Tunisiennes (Chalbi et al., 1997) et Marocaines (Abbad et al., 2004) menées sur cette espèce en question, dévoilent que le polymorphisme y est d'autant plus important lorsqu'elles sont situées dans un climat différent, c'est-à-dire sur un axe d'orientation nord-sud, parallèlement au gradient d'aridité climatique, ce qui n'est pas le cas dans notre étude.

Plus difficile encore à concevoir, est le fait que les génotypes du G3 sont plus proches de ceux du G1 que de ceux du G4, alors que les groupes G3 et G4 correspondent à une même espèce (*A. halimus*), et le groupe G1 caractérise une autre espèce (*A. canescens*). Cette grande divergence enregistrée entre les génotypes du G3 et G4 pourrait trouver son origine, dans la grande diversité génétique caractérisant les populations d'*A. halimus*. En effet, et selon une étude isoenzymatiques réalisée au Maroc, une ample convergence génétique a été enregistrée entre des populations d'*A.halimus* et qu'elle serait due aux différences de fréquences des allèles plutôt qu'à leur polymorphisme. (Haddioui et Baaziz, 2001). Ortiz-Dorda et al. (2005) trouvent aussi que la large diversité génétique caractérisant les populations d'*A. halimus* est peut être due, en plus de leur adaptation écologique, à leur mode de reproduction allogame conduisant à un niveau élevé de flux de gènes. D'après Soltis et Soltis (2000), le caractère polyploïde des plantes fait qu'elles

incorporent une grande diversité génétique à partir de multiples ancêtres ce qui engendre un niveau d'hétérozygotie plus élevé.

En ce qui concerne la relation génétique interspécifique, le dendrogramme (Figure 05) localise l'espèce locale *A. halimus* (originaire d'Afrique du nord) en position intermédiaire et ce en fonction de la distance génétique qui sépare les trois espèces étudiées. Ceci va de paire avec leurs origines géographiques, sachant que les deux espèces exotiques (*A.nummularia* et *A. canescens*) sont introduites respectivement d'Australie et d'Amérique du nord. Néanmoins, une étude marocaine comparable à la notre a située l'espèce *A. canescens* en position intermédiaire entre *A. halimus* et *A. nummularia* (Bouda et al., 2008).

3.1.5. Conclusions

Nos résultats ont permis de mettre en évidence les points suivants:

- Les marqueurs moléculaires de type RAPD, malgré leurs caractères non spécifiques, ont montré une forte aptitude à la caractérisation génétique chez les espèces d'*Atriplex* et un haut niveau de polymorphisme.
- La technique RAPD-PCR permet, dans les cas d'études préliminaires et/ou de non disponibilité de marqueurs plus spécifiques, de réaliser des discriminations exploitables. Dans notre cas les différentes espèces étudiées ont été isolées dans des groupes à part. Cependant l'interprétation de quelques cas de séparation et/ou de rapprochement génétique reste fortement discutée.
- D'une façon générale, nous remarquons qu'au sein d'un même groupe, que les génotypes étudiés de l'espèce locale (*A. halimus*) se sont montré les plus proches génétiquement, de même pour les génotypes de l'espèce américaine (*A. canescens*). Cependant, les individus de l'espèce australienne (*A. nummularia*) se sont caractérisés par une importante dissemblance entre eux, due peut être à leur mode de reproduction exclusivement allogame.
- Le rapprochement surprenant observé entre le G3 de l'espèce *A. halimus* et le G1 de l'espèce *A. canescens*, pourrait être expliqué par la théorie de flux de gène lié au mode de reproduction allogame de ces espèces.
- Nous pensons aussi que la grande divergence existante entre les génotypes de l'espèce *A. halimus*, appartenant aux deux groupes G3 et G4, trouverait son origine dans le caractère hétérozygote et polyploïde caractérisant cette dernière espèce.
- Il est aussi à retenir que les résultats de l'analyse de la variabilité génétique interspécifique casent l'espèce locale en position intermédiaire, ce qui corrobore avec sa situation géographique.

En guise de perspective, et grâce aux progrès du génie génétique, les *Atriplex* pourront avoir, sans doute, une meilleure caractérisation de leur structure génétique. C'est pourquoi, il est impératif de recourir à des méthodes d'investigation génétiques plus pointues, allant de l'utilisation de marqueurs plus spécifiques, jusqu'à l'identification, le séquençage et le transfert de gènes d'intérêt.

Ainsi, et en impliquant des effectifs de génotypes plus représentatifs, on arrivera, à terme, à obtenir le maximum d'informations génétiques, aboutissant à une meilleur gestion et une plus grande valorisation de cette ressource phyto-génétique que sont les plantes du genre *Atriplex* dont l'importance est déterminée dans les régions du Maghreb.

3.2. Effet du stress salin sur les paramètres de la germination

3.2.1. Taux de germination cumulée (TGC)

La figure 14 affiche la variation du TGC des semences des trois espèces étudiées d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de traitements de la levée de dormance.

De façon générale, les résultats montrent que *A. halimus* se distingue de 2 autres espèces, par la faculté germinative la plus élevée avec une moyenne de 46,35%, suivie par *A. nummularia* (32,2%) et *A. canescens* (24,25%).

Ces résultats mettent en évidence l'existence d'une large variabilité spécifique entre les trois espèces étudiées quant au paramètre TGC. Cette dernière variabilité est aussi mise en évidence par l'analyse de la variance (ANOVA) qui c'est marqué par une différence très hautement significative pour le facteur espèce. Le test de comparaison des moyennes a fait ressortir 3 groupes homogènes séparant les 3 espèces, chacune de l'autre (Tableau 01, annexe 2). Cette divergence intra-genre d'*Atriplex*, observée en phase de germination, a été soulevée aussi par Bohumil (2003) dans un travail similaire, mené sur d'autre espèces d'*Atriplex* poussant en Europe (*A. sagittata*, *A. hortensis*, *A. tatarica* et *A. rosa)*.

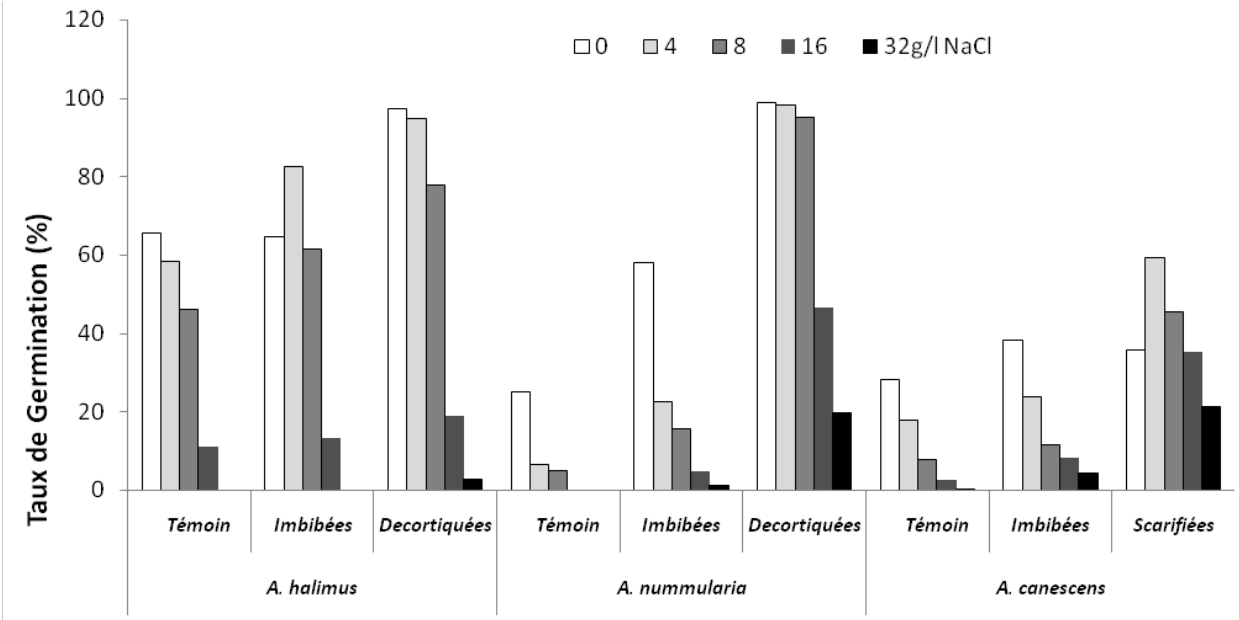


Figure 14. Taux de germination cumulé (TGC) des semences de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différentes techniques de la levée de Dormance

Nos résultats montrent aussi que les semences des trois espèces étudiées d'*Atriplex* réagissent positivement aux traitements de la levée de dormance, toutes espèces confondues, où une nette amélioration de la faculté germinative des semences a marqué les lots soumis à l'imbibition et à la décortication. Ainsi, les semences traitées pour la levée de dormance, ont manifestées un pouvoir germinatif plus élevé par rapport aux témoins. D'après Abu-Zanat et Samarah (2006), Peluc et Parera (2000), Mulas et Mulas (2004), chez plusieurs espèces d'*Atriplex* le péricarpe fruitier présente un facteur de dormance et d'inhibition de la germination.

Il est aussi à noter, que l'espèce australienne (*A. nummularia*) est celle qui a la faculté germinative la plus stimulée par les traitements de la levée de dormance. En effet, elle s'est distinguée de deux autres, à la fois, par le taux de germination le plus faible, au niveau des semences témoins, et le taux le plus élevé, au niveau des semences décortiquées. Ainsi, nous avons obtenu chez cette dernière espèce (*A. nummularia*) une augmentation du TGC de 100% par rapport aux témoins, chez les graines imbibées et une autre augmentation, encore plus importante chez les graines décortiquées (400%). Il est aussi à signaler que le pouvoir germinative des semences témoins, dans les meilleurs cas, n'a pas dépasse les 25% du lot testé.

Abou-Zanat et Samarah (2006) ont enregistré lors de tests de germination comparables aux notres, un taux de germination cumulée de 4% chez les semences témoins et de 88% chez des semences débarrassées de leurs bractées et/ou scarifiées. Des résultats similaires ont été aussi rapportés par Peluc et Perera (2000), qui ont remarqué que le pourcentage de germination été nul, dans les lots des semences témoins, et s'est élevé à 7.5% chez les semences scarifiées chimiquement, et à 48% avec l'élimination total des valves fructifères. Ce pourcentage est très proche de celui quant a obtenu (46.35%) chez l'espèce locale et sous le même traitement.

Cependant, dans le cas de l'espèce locale (*A. halimus*), l'amélioration du TGC, chez les espèces décortiquées, ne paraissait pas très important, car les semences témoins se distinguent déjà par un bon pouvoir germinatif. Mais, son TGC reste tout de même inferieur à celui des semences décortiquées et imbibées. Ceci montre que cette espèce ne soufre pas trop du phénomène de dormance exercé par les bractées comme pour le cas d'*A. nummularia*.

Toutefois, chez l'espèce américaine (*A. canescens*) dont les semences sont seulement scarifiées (la capsule fructifère est très renfermée autour de la graine et ne peut être débarrassée), l'amélioration du pouvoir germinatif n'a pas été très significative et le TGC, des graines traitées, ne dépassait pas, dans le meilleur cas, les 60%.

En ce qui concerne la réponse des espèces étudiées d'*Atriplex* au stress salin, toutes les plantes traitées affichent une diminution de la faculté germinative avec l'accroissement de doses de NaCl, à quelques exceptions. Mais il est à noter, qu'une variabilité spécifique, pour ce paramètre, a été observée entre les trois espèces testées. En effet, chez l'espèce locale *A. halimus*, le taux de germination a baissé progressivement avec les doses 4 et 8g/l NaCl, puis il chute excessivement jusqu'à l'inhibition complète de la germination à 32g/l NaCl. D'après Debez et al. (2001), chez *A. halimus* la germination est totalement inhibée au-delà 40g/l de NaCl. Belkhodja M. et Bidai Y. (2004) rapportent aussi dans un travail similaire, que le pourcentage de germination enregistrée, sous la concentration saline 600meq (30g/l) NaCl, ne dépasse pas les 4%.

Chez *A. nummularia* les semences témoins et imbibées, soumises au traitement salin, enregistrent un sévère déclin, quant à leur pourcentage de germination, où des inhibitions totales se sont manifestées à partir de la dose 16g NaCl. Cependant les semences décortiquées atteignent un taux maximal de germination avoisinant le 100% pour les cas des doses 0, 4 et 8g/l NaCl. Puis, au-delà de ces dernières, le taux de

germination diminue proportionnellement avec les doses 16 et 32g/l NaCl correspondant respectivement à des valeurs d'environ 45% et 20%.

Chez *A. canescens*, la diminution du pouvoir germinative parait être proportionnelle avec l'accroissement du stress salin, tous traitements confondus. Toutefois, il est à noter que cette espèce, nous n'avons pas réalisé de décortication complète, mais seulement une scarification physique du péricarpe. Ce ci pourrait expliquer le faible pouvoir germinatif qui l'a caractérisé.

D'une façon générale, nous avons constaté que les traitements de la levée de dormance améliorent le pouvoir germinative des semences, notamment en dehors du stress salin. Par exemple le taux de germination des semences témoins soumises à 16g/l de NaCl est presque nul, alors qu'il est, sous cette même, dose de 4.25% et de 21.5% chez les semences décortiquées et scarifiées, respectivement. Ce ci nous permet d'évoquer une possibilité d'association de deux facteurs d'inhibition, à savoir : l'enveloppe séminale et le stress salin qui pourraient ensemble réprimer la germination par un effet cumulé. Ce ci à été mis en évidence par Ungar I. A. et Khan M.A (2001), chez *A. griffithii* et *A. prostrata*, en évoquant en plus, des 2 facteurs précités, la basse température, comme un troisième facteur d'inhibition de la germination.

Nous avons aussi remarqué, dans deux cas exceptionnels : ceux des semences imbibées d'*A. halimus* et décortiquées d'*A. canescens* (avec 2g/l NaCl) que le TGC enregistré était supérieur à celui des semences non traitées (0g/l NaCl). Ceci nous a permis de supposer, que sous cette dose modérée de NaCl, la faculté germinative des semences précitées a subit une stimulation. Malgré que cette dernière constatation soit exceptionnelle, elle va de paire avec la nature halophile du genre *Atriplex*. En effet, et dans une étude réalisée par Lachiheb et al. (2004), sur des graminées halophytes, leurs résultats corroborent les notre car ils ont constaté que la concentration 6g/l de NaCl a permis une légère amélioration de la capacité germinative des graines testées.

3.2.3. Temps moyen de la germination (Tm)

Les valeurs du temps moyen de la germination affichées dans la Figure 15 révèlent que ce paramètre varie d'une espèce à une autre, d'un traitement de la levée de dormance à un autre et il varie aussi en fonction de doses de NaCl appliquées.

Premièrement, chez l'espèce locale *A. halimus* les valeurs de ce paramètre, qui correspondent à la vitesse de la germination, sont quasi-inversement proportionnelles à celles du taux de germination cumulé (TGC), c'est à dire que le temps moyen de la germination est plus cours lorsque la faculté germinative est élevée et vise versa. Mais, ce comportement n'été pas le même chez les deux autre espèces exotiques. En effet, Chez *A. nummularia* la variation du Tm différait d'un traitement à un autre ; car au moment où le Tm diminuait avec l'accroissement de doses de NaCl, chez les semences témoins, on a enregistré une réponse inverse avec les semences décortiquées. Chez *A. canescens*, ce même paramètre changeait proportionnellement avec les doses de NaCl, en l'occurrence chez les semences scarifiées, alors que la réponse était inverse pour le reste des cas.

En prenant en considération, ce que nous avons déjà avancé lors de la discussion de la variation du paramètre TGC, quant au fait que l'espèce *A. halimus* ne souffrait pas trop de problème d'inhibition tégumentaire, on peut dire que la variation de la vitesse de germination est régit par un ordre bien précis. En effet, pour tout les cas de l'espèce *A.*

halimus et dans le cas de décortication et de scarification, chez *A.nummularia* et *A. canescens*, respectivement, la vitesse de germination la plus importante, c'est-à-dire, le temps moyen de germination le plus cours, a correspondu au TGC le plus important et vice versa. Ces situations ont concerné également les situations où les semences ont été généralement hors inhibition tégumentaire. Ce ci nous permet de dire que les semences nos soumises à l'inhibition et aux stress salin sont celles qui germes plus et plus vite.

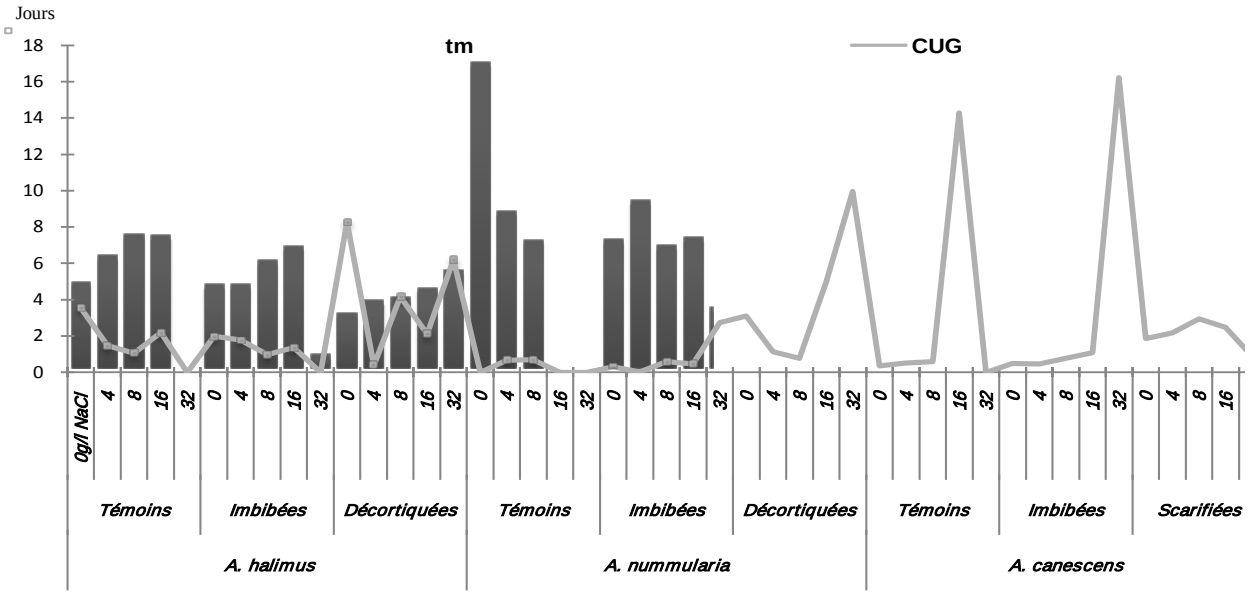


Figure 17. Temps moyen (Tm) et **Coefficient d'uniformité de germination** (CUG) des semences de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différentes techniques de la levée de Dormance

Pour le reste des cas, même si les valeurs de Tm sont faibles, ça ne veut pas dire nécessairement que la vitesse de germination est forte, mais c'est lier, souvent, à un pourcentage de germination très bas. D'après Belkhodja M. et Bidai Y. (2004), la cinétique de la germination varie distinctement selon l'intensité du stress salin où une progression très lente est enregistrée sous des niveaux élevés de doses de NaCl et où le TGC est très bas.

Plusieurs étude ont indiqué que les semences des glycophytes et des halophytes répondent de la même manière au stress salin, en réduisant le nombre totale des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination ((Ungar, 1972, 1982, Clarkeet Hannon, 1970) in Lachiheb et al. 2004)).

3.2.3. Coefficient d'uniformité de la germination (CUG)

Sur la figure 02, on peut aussi observer les valeurs du coefficient d'uniformité de la germination (CUG) qui est un indicateur du niveau de la variabilité de la germination (Derek et al, 1943). Il nous a permis, d'une part, de mesurer la variabilité germinative des semences, au sein d'un même lot et d'autre part d'évaluer sa variation en fonction des différents niveaux de facteurs étudiés, à savoir : espèces, traitements de la levée de dormance et stress salin.

Avant d'entreprendre l'analyse des résultats de ce dernier paramètre, il est importent d'insister sur le fait que la majorité des pics des valeurs du CUG enregistrés sont insignifiants, car ils correspondent à des taux de germination, soit très bas, ou bien nuls (le CUG n'est informatif que dans le cas où la germination est significative). Ces derniers cas sont les suivants : les lots de semences décortiquées sous traitement 32g/l NaCl, chez *A. halimus* (CUG = 0,41) ; Le même cas précédent, mais dans les lots de semences imbibées, chez *A. nummularia* (CUG = 0,18) et enfin chez *A. canescens*, les cas des lots, de semences témoins (sans traitement de la levée de dormance), traitées avec 16g/l NaCl (CUG = 0,95) et imbibés et traités avec 32g/l NaCl, (CUG = 1,08).

Donc, on ignorant les cas insensés, préalablement indiqués, on peut dire que les valeurs enregistrées du CUG sont majoritairement très faible, notamment chez les deux espèces exotiques, reflétant ainsi, l'existence d'une variabilité considérable de la germination, au sein des lots de semences testées.

En effet, chez *A. canescens*, les valeurs du CUG ne dépassent nullement le 0,2 sur une échelle de 1, où une légère augmentation est observée avec les premières doses croissantes de NaCl (0, 4 et 8g/l), puis ces valeurs baissent avec la dose 32g/l NaCl dans les lots témoins (sans traitement de la levée de dormance) et sous la dose 16 et 32g/l NaCl dans les lots décortiqués.

Chez *A. nummularia*, et au sein des lots de semences témoins (sans traitement de la levée de dormance) et imbibés le CUG se caractérise par des valeurs presque nulles, toutes doses de NaCl confondues. En revanche, elles sont considérables lorsque les semences sont décortiquées. Ces valeurs sont décroissantes avec les premières doses de NaCl (0, 4 et 8g/l) correspondant respectivement à (0,2, 0,07 et 0,05) et elles sont croissantes avec les doses élevées (8, 16 et 32g/l) correspondant respectivement à (0,05, 0,33 et 0,66). Il est à noter que cette dernière valeur du CUG est considérée comme étant la plus élevée dans ce travail.

Toutefois, chez l'espèce locale *A. halimus*, les valeurs obtenues du CUG ont été plus au moins importantes et inversement proportionnelles avec les doses croissantes de NaCl, notamment chez les semences témoins (sans traitement de la levée de dormance) et imbibées, à l'exception de la dose 16g/l NaCl où une légère augmentation a été enregistrée. Cependant dans les lots de semences décortiquées, le niveau des valeurs du CUG été important, mais fluctuant avec les doses successives de NaCl. Il est à noter que chez l'espèce locale, les valeurs les plus supérieures ont été enregistrées sous ce traitement.

De façon générale, on peut dire que les valeurs les plus significatives du CUG sont celles qui correspondent aux lots de semences caractérisés par une faculté germinative intense. Ceci est beaucoup plus le cas des semences non soumises au stress salin et à l'inhibition tégumentaire et celles appartement à l'espèce locale ; *A. halimus*.

La grande variabilité que nous avons constaté, lors de cet essai, va de paire avec les résultats de la diversité génétique, des plantes étudiées, que nous avons obtenu par analyse moléculaire et elle a été aussi largement soulevée par des travaux de la diversité génétique des *Atriplex* (Abbad et al. 2004 ; Bouda et al. 2008 ; Haddioui et Baaziz, 2001 ; Ortiz et al., 2005 ; Souahi, 2009).

3.2.4. Conclusions

Les résultats obtenus, dans cette partie de notre étude, montrent que les espèces d'*Atriplex* étudiées pourraient être prometteuses dans les programmes de réhabilitation des parcours dégradés et des sites salés, en régions arides. Toutefois, les données obtenues montrent que les trois espèces étudiées, n'ont pas les mêmes aptitudes vis-à-vis des traitements appliqués.

Ceci nous incite à recommander une utilisation sélective des différentes espèces afin d'obtenir des meilleurs résultats. En effet, nous avons observé que les semences de l'espèce *A. halimus* ne subissent qu'un léger effet de dormance et se montrent très résistantes au stress salin, ce qui fait d'elle une bonne candidate pour la réimplantation des sites fortement salin, surtout qu'elle s'est marquée par une bonne vitesse et uniformité de germination. Ceci est aussi valable pour l'espèce australienne, mais seulement en cas de décortication préalable de ses semences. Sinon, dans l'état naturel de ces semences, elle peut être utilisée avec l'espèce américaine *A. canescens* dans des sites à salinité modérée, ou bien, pour produire des plants en pépinière.

Il est aussi à retenir, que la concentration de 8g/l de NaCl correspond au seuil de salinité de la solution du sol au-delà duquel la faculté germinative, des trois espèces, chuterait sensiblement.

Nous avons aussi remarqué que le stresse salin et le péricarpe fructifère exerçaient, ensemble, un effet inhibiteur cumulé réprimant d'avantage la germination. L'examen des résultats, nous a permis aussi de s'intéressait aux deux autres traitements de la levée de dormance ; l'imbibition et la scarification mécanique du péricarpe fruitier.

En effet ces deux traitements peuvent être considérés comme des bonnes alternatives à la décortication, car ils sont à la fois efficaces et techniquement plus facilement réalisable.

Il est à conclure qu'une bonne connaissance de la biologie de germination des *Atriplex* permettrait, à la fois, une mise au point de techniques d'amélioration de leur pouvoir germinatif et par conséquent une bonne maitrise de leur gestion.

3.3. Effet du stress salin sur l'anatomie des espèces étudiées

3.3.1. Anatomie comparée des trois espèces d'*Atriplex*

3.3.1.1. Anatomie comparée de la tige des trois espèces d'*Atriplex*

Les figures (16, 17 et 18) montrent l'aspect général des structures anatomiques primaires respectives des tiges des espèces *A. halimus, A. nummularia* et *A. canescens.* La forme globale des coupes, nous permet d'apercevoir une claire évolution d'une forme peu vaguée (plus au moins rende) chez *A. canescens* (Fig. 18) à une autre très vaguée caractérisant l'espèce *A. nummularia* (Fig. 17) où on arrive à distinguer et à compter 7 angles très sérés. De son coté l'espèce autochtone (*A. halimus* (Fig. 16)), présente une forme intermédiaire caractérisé par le même nombre d'angle précité, mais qui sont moins sérés. Ces constations anatomiques correspondent parfaitement avec l'état de port des espèces étudiées, qui est plus érigé pour le cas d'*A. nummularia;* ce qui lui confère une forme d'arbuste (Fig. 2) et moins dressé pour le cas d'*A. canescens;* lui donnant une forme de touffe (Fig. 3). Cependant, l'espèce *A. halimus* ce caractérise par une taille intermédiaire; allant de grande touffe à celle d'un arbrisseau (Fig. 1). Il est aussi à signaler que les photos des coupes réalisées montrent que la ressemblance entre *A. halimus* et *A. nummularia* est plus considérée qu'avec *A. canescens*. Ces résultats montrent aussi une forte accumulation de collenchyme au niveau des angles des coupes, sachant que ce tissu est responsable du rôle de soutien au niveau des tiges (Zaffran, 1998).

Les dernières coupes (Figure 16, 17 et 18) montrent aussi que l'épiderme des tiges *Atriplex* est très épais avec une intensité plus remarquable chez l'espèce locale (*A. halimus*) et l'espèce australienne (*A. nummularia*) que chez l'espèce américaine (*A. canescens*). Les images montrent aussi que l'écorce est réduite en épaisseur. Ceci est à relier à la caractéristique histologique des dicotylédones (Lafon et al. 1996); et correspondant à un signe adaptatif. En effet ce signe à été observé cher la tige de la luzerne (Zaffaran, 1998). Il est à préciser que les espèces *A. halimus* et *A. nummularia* ont une écorce moins épaisse que l'espèce *A. canescens*.

De ce fait on peut dire que le parenchyme cortical est plus large quand la coupe présente peu d'accumulation de collenchyme au niveau des angles et vice-versa. Chez certaines espèces halophytes telles que *Petrosimonia oppositifolia*, le parenchyme cortical est très large avec des grandes cellules de stockage d'eau donnant ainsi à la tige l'aspect succulent (Marius-Nicusor et Constantin, 2007).

Au niveau des coupes précitées, on arrive aussi à distinguer une couche rouge circulaire, près du parenchyme corticale, qui semble être le péricycle et l'endoderme, qui sont in-distinguable l'un de l'autre. Cette couche différencie le cylindre central du reste de la coupe où on observe au centre une moelle parenchymateuse plus au moins abondante. Cette dernière est entourée par un cercle de faisceaux conducteurs dont le nombre est 14, identique chez les trois espèces étudiées. Chaque faisceau est constitué par la juxtaposition d'un faisceau de xylème et un faisceau de phloème ; le second vers l'extérieur et le premier vers l'intérieur. Il est à noter que les faisceaux conducteurs chez l'espèce *A. nummularia* sont peu espacés entre eux par rapport aux deux autres espèces. Ceci peut constituer un deuxième appui consolidant, en plus des angles collenchymateuses précitées, la tige dressée de cette plante arbustive.

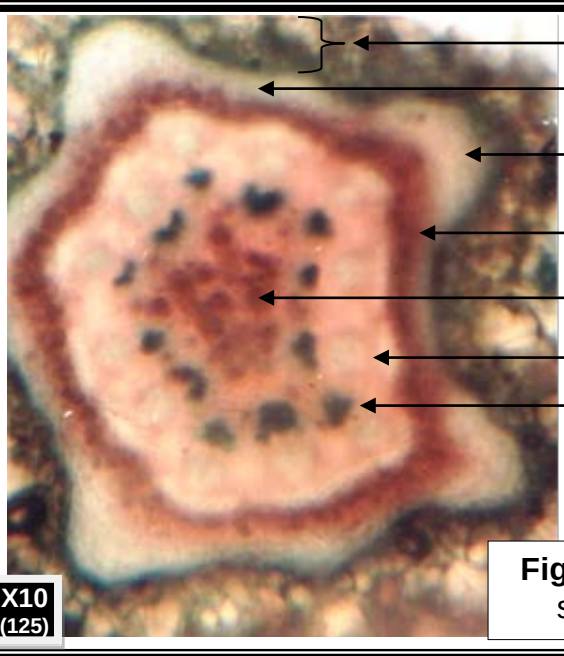


Figure 16. Coupe anatomique représentant la structure primaire de la tige d'*A. halimus*

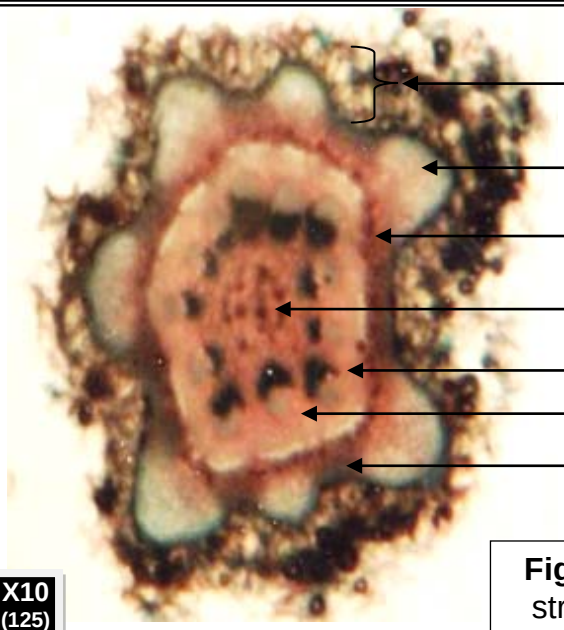


Figure 17. Coupe anatomique représentant la structure primaire de la tige d'*A. nummularia*

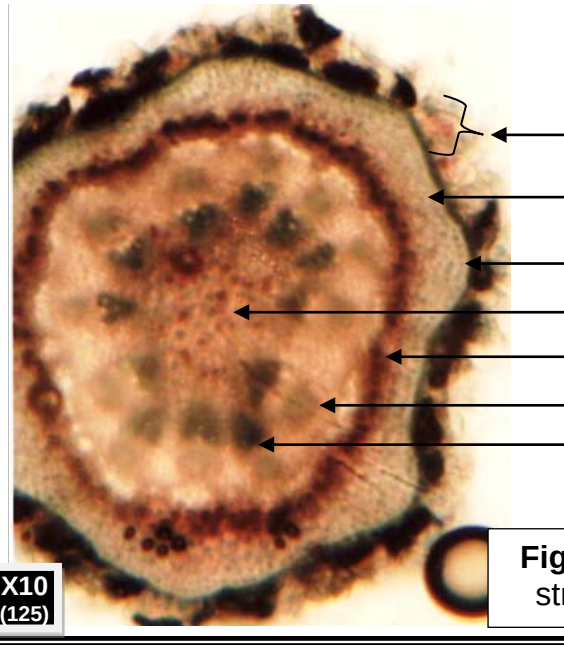


Figure 18. Coupe anatomique représentant la structure primaire de la tige d'*A. canescens*

3.3.1.2. Anatomie comparée des racines des trois espèces d'*Atriplex* (hors stress salin)

Selon les figures 19, 20 et 21 les coupes anatomiques réalisées renferment toutes les couches caractéristiques de la structure primaire de la racine des dicotylédones (Lafon et al. 1996 ; Zafarant, 1998), à l'exception du rhizoderme dont l'absence est justifiée du fait que la coupe c'est faite au niveau des la zone permanente de l'apex racinaire. Ces coupes nous permettent d'observer de l'extérieur à l'intérieur : l'assise subéreuse, le parenchyme cortical et un cylindre central assez large au détriment du cortex. D'après Abdul (2003), les racines des plantes du désert salin réduisent leurs cortex afin d'obtenir une courte distance entre l'épiderme et le cylindre central. Néanmoins, le cortex de 3 espèces étudiées est plus large que celui observé sur *A. tatarica, Suaeda maritima* et *Camphorosma annua* lors d'une étude Histo-anatomique rélisée sur quelques halophytes de la famille des chénopodiacées (Marius-Nicusor and Constantin, 2007).

Ces résultats montrent que les structures anatomiques des racines des trois espèces d'*Atriplex* ne présentent pas de grandes différences significatives entre eux, sauf pour les points suivants :

- Chez *A. halimus* (Fig. 19), l'assise subéreuse, caractérisée par une coloration verte foncée, est plus large que celle de deux autres espèces.

- L'espèce australienne (Fig. 20) se distingue, de deux autres, par une écorce plus large, avec des grandes cellules et par un nombre de faisceau réduit à 4, mais avec des faisceaux de phloème de grande taille.

- Chez *A. canescens* (Fig. 21) on dénombre plus de 7 faisceaux de phloème qui sont disposé sur 2 cercles ; 5 à l'extérieur et 2 à l'intérieur. Il est à signaler, qu'on n'a pas trouvé de similitude à cette dernière disposition dans les références des travaux histologiques.

- Dans l'ensemble des coupes, les faisceaux du métaxylème paraissent très claires avec des vaisseaux très larges et visibles, cependant ceux du protoxylème sont apparemment envahis par la lignification.

- Une très forte lignification est remarquable au niveau du cylindre central où le péricycle parait totalement lignifié. Ce dernier phénomène est plus prononcé chez *A. halimus* et *A. canescens* que chez *A. nummularia*.

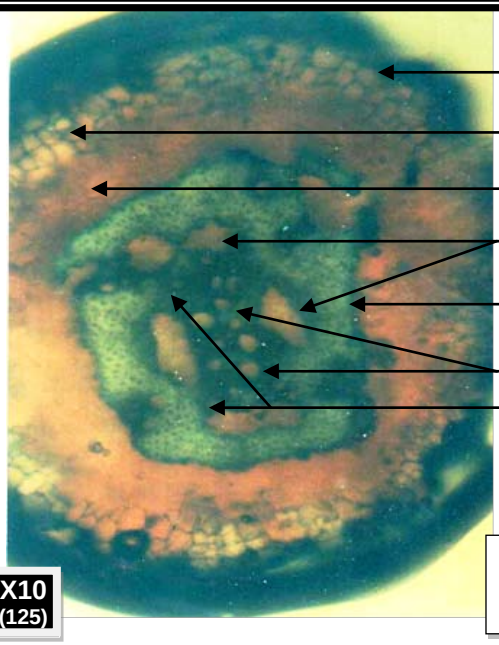


Figure 19. Coupe anatomique représentant la structure primaire de la racine d'*A. halimus*

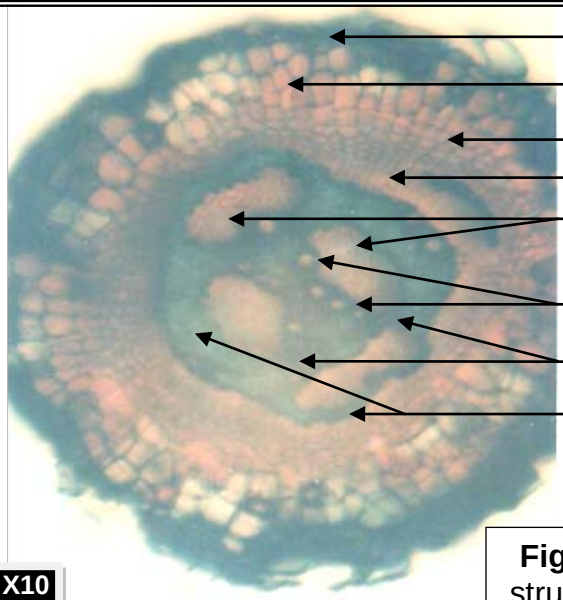


Figure 20. Coupe anatomique représentant la structure primaire de la racine d'*A. nummularia*

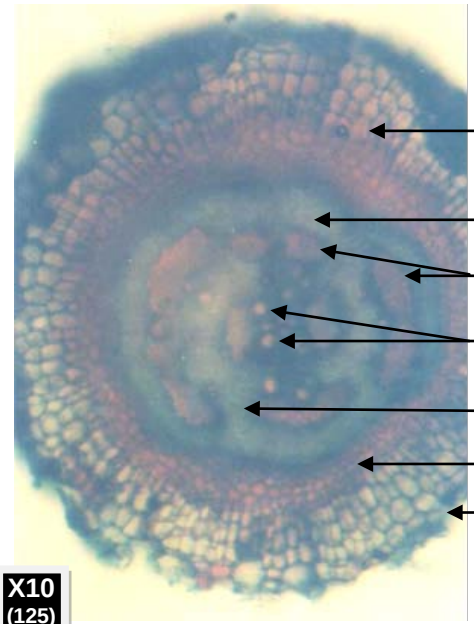


Figure 21. Coupe anatomique représentant la structure primaire de la racine d'*A. canescens*

3.3.1.3. Anatomie comparée des feuilles des trois espèces d'*Atriplex* (hors stress salin)

L'observation microscopique des coupes anatomiques transversales, faites au niveau des feuilles des trois espèces étudiées d'*Atriplex* (Fig. 22, 23 et 24) témoigne sur une grande similitude au sein de ce genre, malgré la divergence morphologique foliaire qui existe. En effet, les feuilles de l'espèce *A. canescens* sont linéaires et lancéolées, cependant celles de l'espèce *A. halimus* et *A. nummularia* sont larges ; ovale chez la première et triangulaire chez la deuxième (Le Houérou, 1971).

Le diagnostique de l'épiderme des trois coupes montre que ce dernier est caractérisé par une pluristratification des couches, un caractère spécifique des plantes xérophytes et halophytes en l'occurrence les chénopodiacées (Sâadoun, 2008). Ce dernier caractère est plus prononcé chez les *A. halimus* et *A. canescens* que chez *A. nummularia,* il leur permet une adaptation accrue à l'environnement chaud et sec. Selon le dernier auteur, cette structure fait que l'épiderme ait des stomates localisés dans des profondes chambres sus-stomatiques.

Cette dernière adaptation diffère de celle observée chez *A. hortensis* car l'étude anatomique foliaire de cette espèce montre que son épiderme est constitué d'une seule couche de cellules et sans aucune adaptation particulière (Muhaidat et al. 2007). Il est aussi à noter que les espèces étudiées d'*Atriplex* ont des feuilles succulentes notamment les espèces *A. halimus* et *A. nummularia*. Ce caractère a été aussi signalé chez les espèces halophytes du genre *Suaeda* (Deborah et al. 2005 ; Smail-Saadoun, 2005). Cependant, on pense que la succulence chez les *Atriplex* étudiés est due aux grandes cellules épidermiques, alors que chez le genre *Suaeda* elle est due à des cellules de stockage d'eau situées généralement sous le parenchyme palissadique.

L'examen des coupes montre aussi que l'espèce *A. canescens* (Fig. 24) est moins chargé en collenchyme (tissus de soutien caractérisé par sa coloration verte et qui s'accumule généralement au dessous de la nervure au niveau de la face inférieur des feuilles) que les deux autres espèces. Nous expliquons cette constatation par le fait que la forme des feuilles de cette espèce est lancéolée et par conséquence elle éprouve moins le besoin de soutien, contrairement aux cas de deux autre espèces, dont les feuilles sont larges. Il est aussi à ajouter que cette espèce enroule son limbe linier sur le plan longitudinal vers le bas, ce qui lui permet, à la fois, de se renforcer et de réduire, encore plus, sa surface foliaire. Ainsi, cette adaptation inclut une diminution de l'évapotranspiration implique et une résistance accrue à la sécheresse. Cette logique va de paire avec le caractère xérophile des espèces d'*Atriplex*, notamment celles présentent dans les étages climatiques subarides, arides et sahariens. Ceci engage une diminution de l'absorption minérale des sels en excès, de la dans les tissus, ce qui correspond à certaines adaptations liées au caractère halophile des espèces considérées.

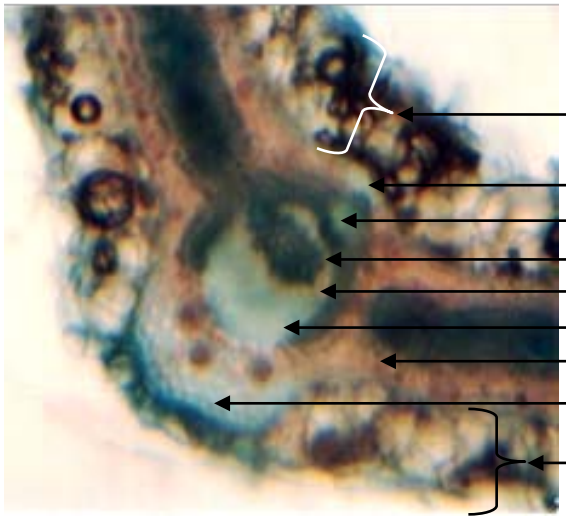


Fig. 22. Coupe anatomique représentant la structure de la feuille d'*A. halimus*

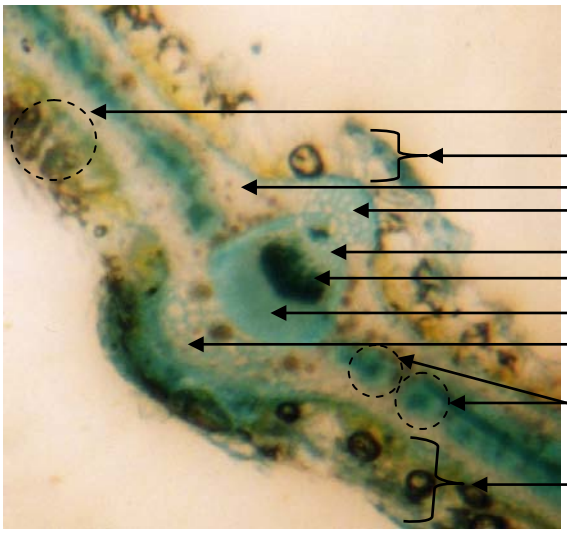


Fig. 23. Coupe anatomique représentant la structure de la feuille d'*A. nummularia*

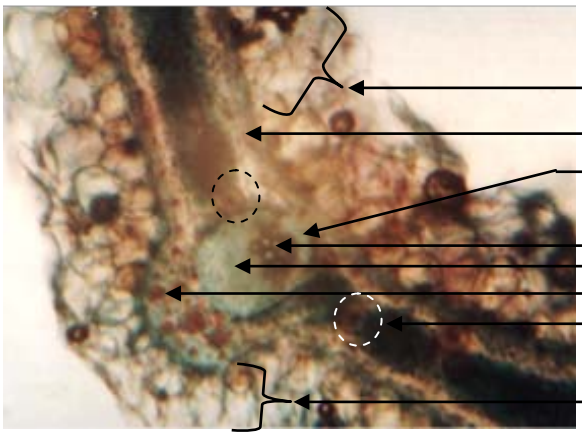


Fig. 24. Coupe anatomique représentant la structure de la feuille d'*A. canescens)*

3.3.2. Impact du stress salin sur l'anatomie des trois espèces d'*Atriplex*

3.3.2.1. Impact du stress salin sur l'anatomie de la tige des trois espèces d'*Atriplex*

Les coupes histologiques présentées dans la figure 25 exposent les changements histologiques qui se sont manifestés en situation de stress salin, au niveau des tiges des trois espèces étudiées d'*Atriplex*.

Au niveau de l'espèce locale (*A. halimus*), un changement d'apparence générale est observé chez les individus traités avec NaCl; en l'occurrence, la couleur de la coupe qui apparait dominée par un vert, plus au moins, foncé. Ce dernier aspect est caractéristique aux tissus lignifiés morts qui adaptent cette couleur suite à une double coloration. Par ailleurs, la coupe témoin (a) paraît dominée par la couleur rose, caractéristique des tissus cellulosiques vivants. Il est à noter que le changement global, concernant la coupe (b), est un signe de profonds changements adaptés, par les plantes, sous stress salin. En effet des adaptations histologiques sont observées, au niveau de la coupe, à plusieurs niveaux, et dont les plus remarquables sont :

- Le parenchyme cortical, qui apparait, chez le témoin (a), très normal (c'est à dire composé de cellules parenchymateuses vivantes), parait totalement lignifié dans la coupe (b) de la plante traitée avec NaCl et ce, aussi bien, au niveau des angles (zone collenchymateuse (Tissu de soutien normalement vivant et en rose)) que dans le reste de la couche. Il parait que le but de cette adaptation est le renforcement de l'organe en question (Tige), vue que la lignification rond les tissus rigide et par conséquent apporte le soutient à l'organe concerné. Selon Wang et al. (1997), sous stress salin, la lignification des apex des tiges devient de plus en plus prononcée chez *A. prostrata*.

- le péricycle de la plante traitée est clairement discontinu (b) et moins épais que celui du témoin (a).

- En fin, nous avons aussi remarqué sur la coupe traitée (b), qu'en adjacence avec la couche du péricycle et en face de faisceaux de xylème, des petits arcs en vert foncé qui sont formés. Ces derniers font référence à des zones sclérenchymateuses fortement lignifiées. Cette adaptation histologique, nous permet de supposer quelle servirait à soutenir le péricycle qui sépare le cylindre central de l'écorce, rappelant que le péricycle joue un grand rôle d'imperméabilité hydrique ((Lafon et al. 1996 ; Zaffaran, 1998)) d'un coté et que nous avant constaté qu'il été discontinu chez les plantes traitées, d'autre coté. Il est aussi à ajouter que d'autres zones sclérencymateuses ont été aussi observées entre les faisceaux conducteurs, formant ainsi un cercle clôt autour de la moelle et au dépit des rayons de parenchyme. Toutefois, sur la coupe témoins (a), les rayons de parenchyme paraissent très normales, en forme de lignes roses, partant de la moelle, passant entre les faisceaux jusqu'à ce qu'ils atteignent le péricycle.

Cette dernière adaptation va de pair avec le fait que le péricycle n'est plus imperméable et elle pourrait ainsi combler ce vide en jouant son rôle.

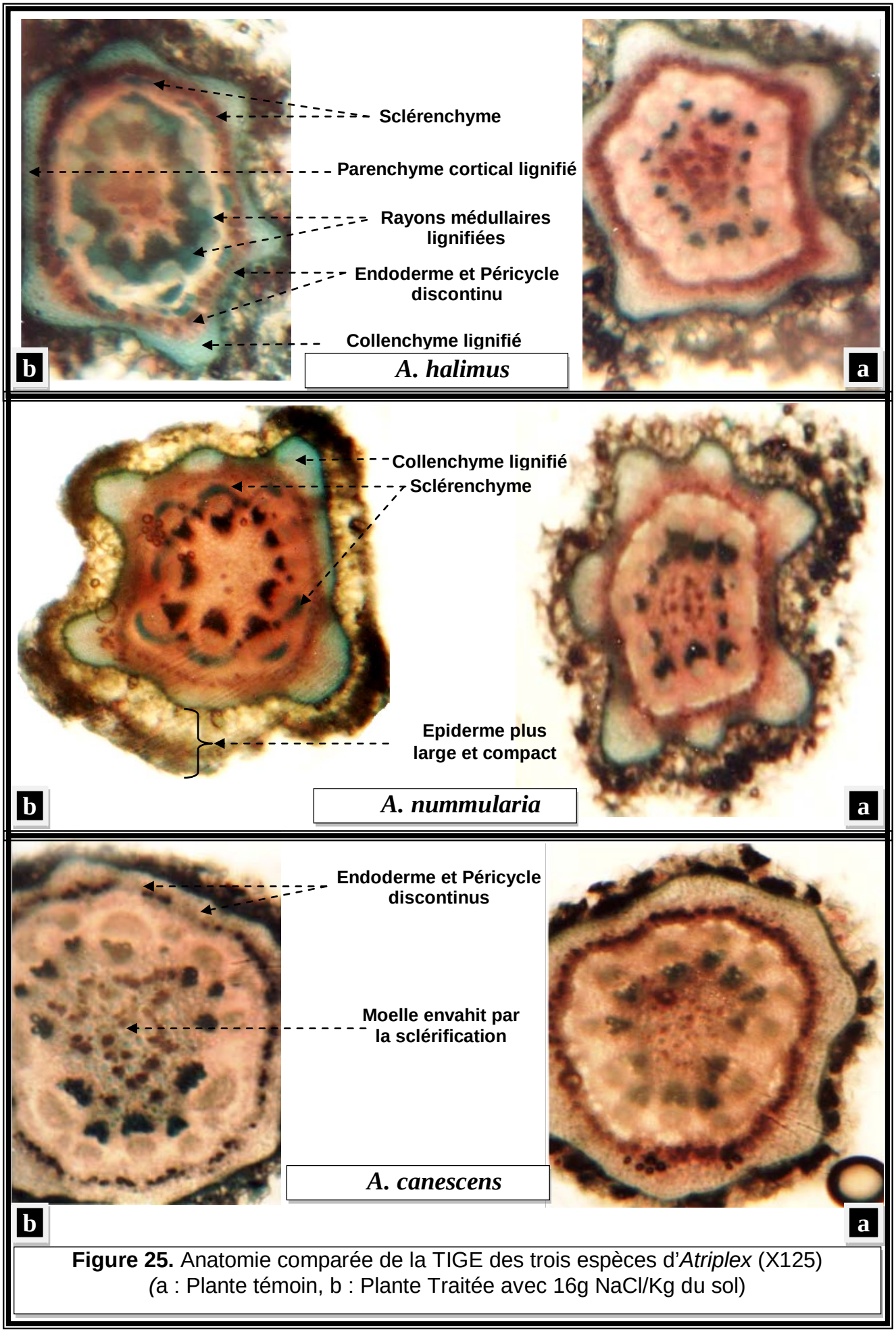


Figure 25. Anatomie comparée de la TIGE des trois espèces d'*Atriplex* (X125)
*(*a : Plante témoin, b : Plante Traitée avec 16g NaCl/Kg du sol)

Les réponses histologiques adaptatives de deux autres espèces ; *A. nummularia et A. canescens* sont moins significatives. Comme c'est le cas d'*A. halimus,* chez *A. nummularia* nous avons aussi observé une forte accumulation du collenchyme au niveau des angles de la coupe, ainsi que la présence des zones sclérenchymateuse, en forme d'arc face aux faisceaux conducteurs, mais elles été presque jointifs, chez cette espèce, et elles forment un cercle autour d'eux. Nous avons également remarqué, un autre caractère distinctif chez *A. nummularia*, qui consistait à la présence d'un épiderme plus épais et plus compact (Figure25 b) par rapport à celui du témoin (a). Cette adaptation apporte un aspect de semi-succulence à l'organe en question. Ce caractère a été évoqué chez l'espèce *A. hastata* soumise à la salinité, mais ça été au niveau de l'épiderme foliaire (Black, 1958). Ce dernier auteur explique cet épaississement et succulence par un effet de vacuolisation différentiel de l'épiderme et des tissus parenchymateux palissadiques de la feuille.

Chez *A. canescens*, des changements clairs ont été remarqué dont la discontinuité du péricycle ; observation déjà enregistrée chez *A. halimus*, et une lignification de la moelle (marquée par la présence des zones en vert (Figure 25 : coupe *A. canescens* (b)) ; qui est un caractère considéré comme distinct à l'espèce américaine *A. canescens*. Ce même aspect a été aussi observé au niveau de la moelle racinaire de l'espèce Salsepareille (Smilax aspera a.) (Zaffran, 1998).

3.3.2.2. Impact du stress salin sur l'anatomie de la racine des trois espèces d'*Atriplex*

La figure 26 affiche les changements histologiques enregistrés aux niveaux des coupes anatomiques réalisées sur les apex racinaires, des trois espèces étudiées d'*Atriplex* qui sont soumises aux stress salin.

Contrairement aux travaux de Lopez-Perez et al. (2007), qui ont mis en évidence des changements marquants dans l'anatomie des racines du Broccoli, sous stress salin, nos images microscopiques, ne met en évidence que peu de changement visible dans l'anatomie racinaire des 3 espèces étudiées, face à la salinité. En effet, chez *A. halimus* le seul changement remarquable entre le témoin (a) et le cas stressé (b) consiste à un élargissement du diamètre des vaisseaux du métaxylème. Ce ci pourrait avoir une relation indirect avec l'installation d'une situation de stress hydrique, du moment où on sait que le stress salin agit sur la physiologie de la plante autant qu'un stress hydrique.

Chez *A. nummularia*, et contrairement au cas de l'espèce précédente, les vaisseaux du xylème sont moins larges mais ils sont plus nombreux chez les plantes stressées (b).

Toutefois, chez les plantes stressées (b) appartenant à l'espèce *A. canescens* les vaisseaux du métaxylème paraissent à la fois plus large et plus nombreux par rapport au cas du témoin (a). Il est aussi à noter que chez cette dernière espèce le cylindre central de la racine est nettement plus large chez la plante traitée. Ceci à fait que le cortex paraissait, dans la coupe, en un état de rétrécissement par rapport au témoin.

Il convient aussi de signaler que la sclérification envahit toute la masse du cylindre central et que la moelle est complètement, vu que les vaisseaux du métaxylème occupent cette région.

Ces résultats mettent en évidence l'existence d'une relation proportionnelle entre l'intensité du stress salin et l'augmentation du diamètre des vaisseaux conducteurs du métaxylème et/ou de leur nombre.

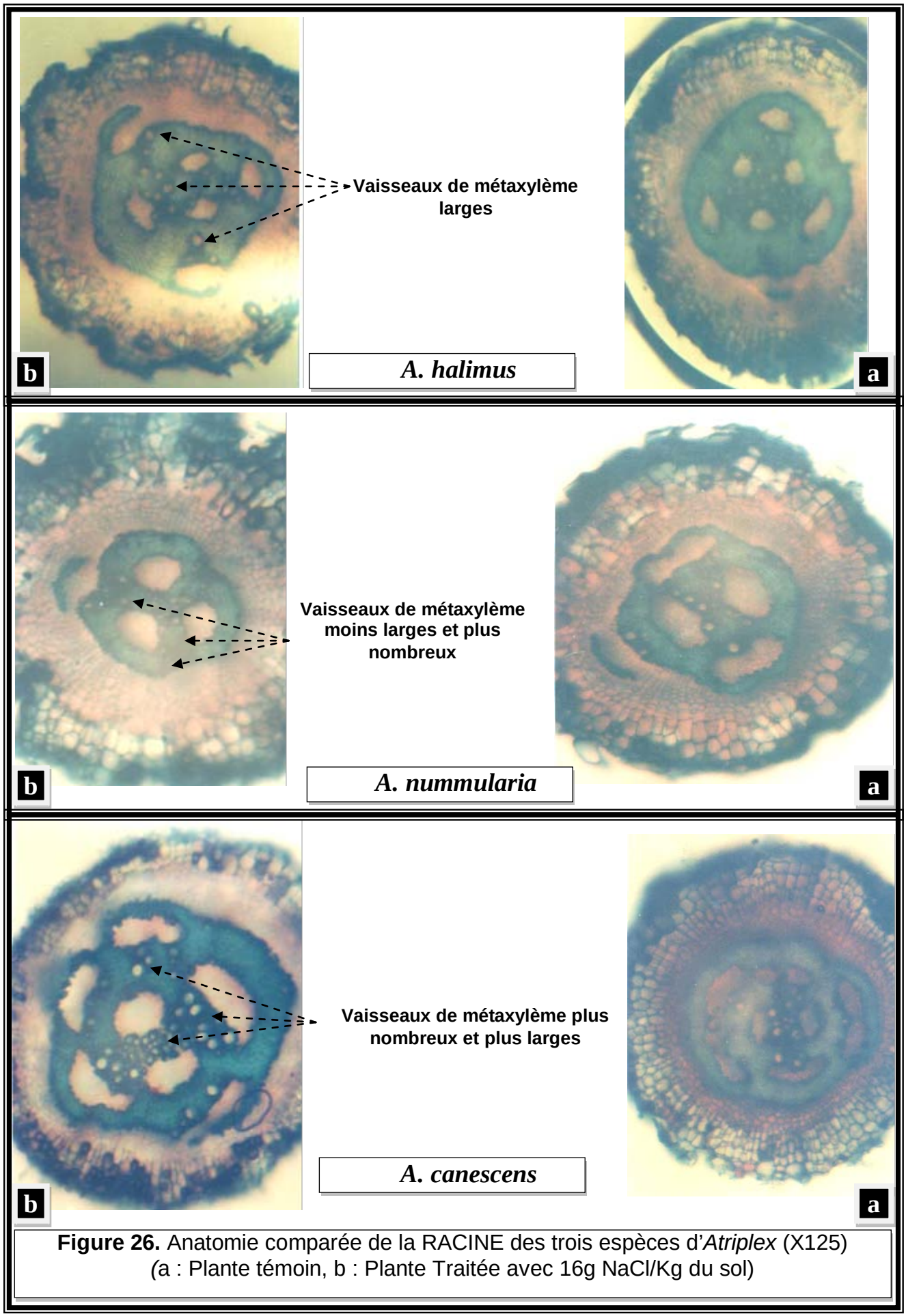


Figure 26. Anatomie comparée de la RACINE des trois espèces d'*Atriplex* (X125)
*(*a : Plante témoin, b : Plante Traitée avec 16g NaCl/Kg du sol)

3.3.2.3. Impact du stress salin sur l'anatomie foliaire des trois espèces d'*Atriplex*

La figure n° 27 montre les images microscopiques des coupes anatomiques, agrandies 125 fois, de feuilles d'*Atriplex* en situation normale (a) et sous stress salin (b).

Les coupes, concernant l'espèce locale *A. halimus*, se caractérisent par les plus importants changements histologiques enregistrés pour les feuilles. Ces changements consistent en :

- Un rétrécissement visible de la nervure centrale où le xylème correspond à la zone la plus touchée par ce rétrécissement. En effet le faisceau du xylème dans la coupe traitée parait plus réduit que celui du témoin. Il est aussi à noter, qu'au niveau de la nervure centrale, la zone du collenchyme sub-nerval est moins volumineuse que le témoin.

- Un autre rétrécissement, concernant cette fois, la zone des nervures latérales (située au centre du tissu chlorophyllien (mésophile) qui apparait réduite de plus que la moitié par rapport au témoin.

- Un épaississement de l'épiderme des feuilles de plantes traitées (b) qui semble être plus prononcé au niveau de l'épiderme inférieur. Ce dernier caractère conférera aux feuilles traitées plus de succulence et permettra aussi d'avoir des stomates plus profondes dans l'épiderme. Ceci réduira, de plus en plus, la perte de l'eau, qui représente un élément clé notamment en situation de stress hydrique (générée par le stress salin). Cette adaptation a été observée et qualifiée par une semi-succulence par (Black, 1958) au cours d'une étude, similaire à la notre, réalisée sur *A. hastata*.

Chez l'espèce australienne (*A. nummularia*), les changements précités de l'anatomie foliaire de l'espèce locale ont été observés mais avec plus d'intensité. En effet, l'épiderme des feuilles des plantes stressées (b) c'est marqué par un épaississement remarquable alors que la nervure centrale c'est distinguée par une grande réduction.

Toutefois, chez l'espèce américaine (*A. canescens*) dont la morphologie des feuilles (linéaires et lancéolées) est sensiblement différente de celle de deux autres (Larges), nous avons observé un seul caractère commun avec les changements déjà enregistrés et qui consistait à un rétrécissement de la zone des nervures latérale et un caractère distinct qui consistait à un important épaississement du mésophile chez les plantes stressées (b), notant que le mésophile des plantes témoins a été très réduit (a). Ceci va de paire avec des constatations concernant un épaississement touchant le tissu palissadique de l'espèce *A. hastata*, notant que cet épaississement a conféré aux feuilles un aspect de semi-succulence. (Black, 1958). Ce même phénomène a été enregistré chez plusieurs espèces du genre *suaeda*, mais au niveau des cellules chlorenchymateuses sises entre un autre tissu chlorenchymateux différencié en cellules palissadiques et un parenchyme composé de cellules de stockage d'eau (Deborah and al.1997).

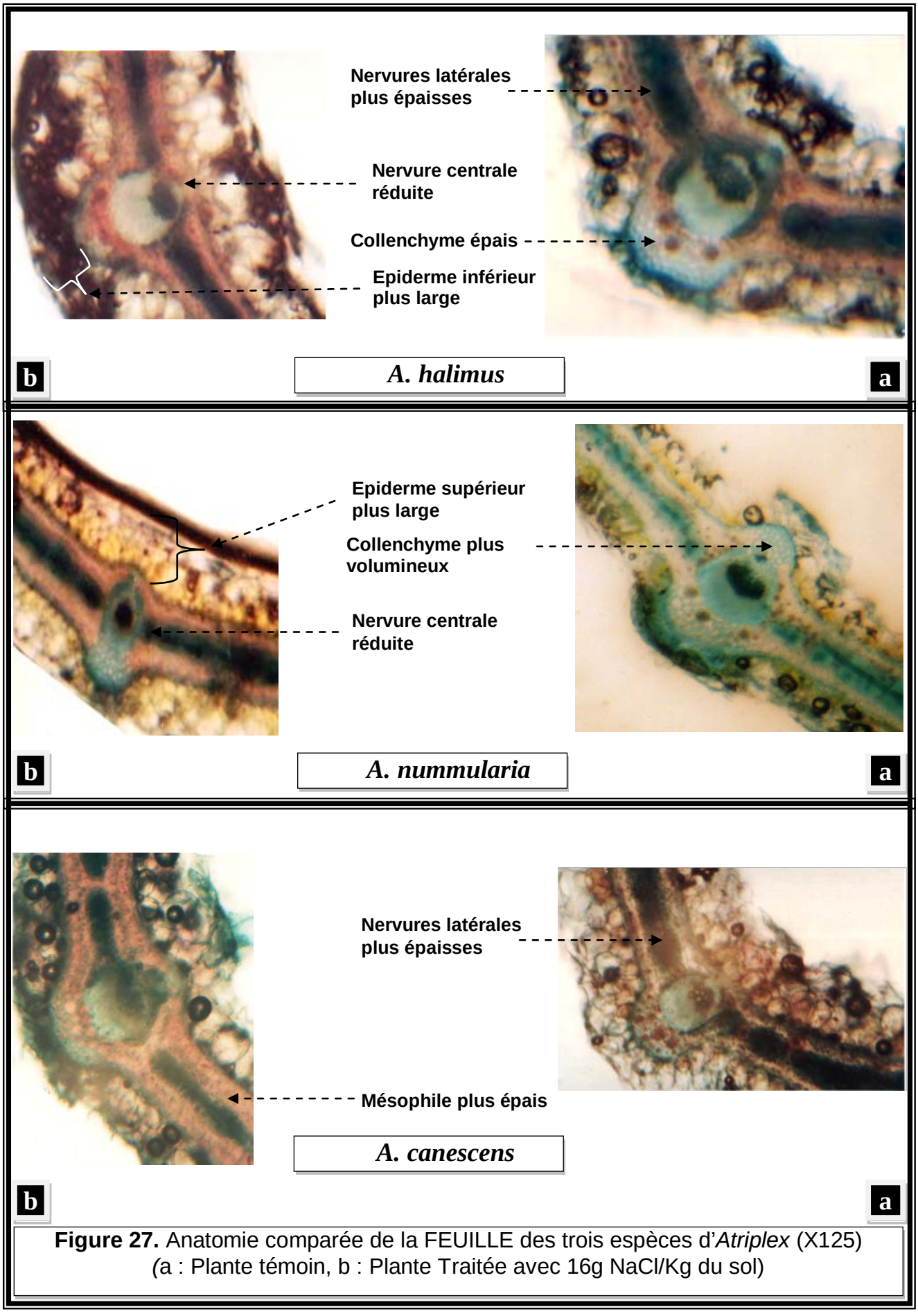


Figure 27. Anatomie comparée de la FEUILLE des trois espèces d'*Atriplex* (X125)
*(*a : Plante témoin, b : Plante Traitée avec 16g NaCl/Kg du sol)

3.3.3. Conclusion

Il en découle de cette partie histologique qui a traité de l'anatomie comparée des espèces étudiées (*A. halimus, A. nummularia* et *A. canescens*), et leur réponse histologique au stress salin, ce qui suit :

- Premièrement, l'anatomie des trois espèces d'*Atriplex* présente déjà des caractères anatomiques adaptatifs caractéristiques des halophytes dont les plus important concernent notamment les feuilles; en l'occurrence l'épiderme. Ce dernier c'est caractérisé par une polystratification qui agit manifestement contre la perte de l'eau, des feuilles vers l'extérieur. Ainsi, elles paraissent, plus au moins, succulentes avec des stomates enfuies dans des profondes chambres sus-stomatique.
- Deuxièmement et malgré qu'on a remarqué que peu de signes adaptatifs au niveau des racines et des tiges des *Atriplex*, mais il est à signaler qu'une forte lignification est observable au niveau du cylindre centrale quant au premiers organe et au niveau du cortex, quant au dernier.
- Troisièmement, les trois espèces étudiées différaient entre elles, quant à leur anatomie, mais de façon inégale vis-à-vis de l'organe diagnostiqué. En effet les coupes anatomiques des tiges sont relativement dissemblable surtout celles d'*A. halimus* et d'*A. nummularia* d'un coté et celle d'*A. canescens*, d'un autre coté. Cependant, leurs structures anatomiques racinaires et foliaires, ne sont que très peu dissemblables.

En fin, des nouveaux caractères histologiques adaptatifs sont apparus au niveau des organes des sujets soumis aux stress salin. Il est à préciser que la majorité des changements précités, concernaient beaucoup plus la tige dont une forte lignification à caractérisé cet organe en l'occurrence les régions périphériques des faisceaux conducteurs. Toutefois, la structure anatomique des racines n'a pas manifesté de modification notable, sauf au niveau de leurs vaisseaux du métaxylème qui ont accusé; soit, une augmentation en leur nombre, soit, dans leur diamètre, ou bien même les deux à la fois.

Cependant, l'anatomie des feuilles a enregistré un rétrécissement des nervures et un épaississement de l'épiderme chez *A. halimus* et *A. nummularia* et un élargissement de la couche du mésophile chez *A. canescens*.

Il est à conclure que les *Atriplex*, qui sont des chénopodiacées, ont une structure anatomique caractéristique des halophiles qui sont adaptée à leur environnement naturel, mais, elles sont aussi capables d'exprimer, encore plus, de changement anatomique adaptative, en tant qu'halophytes sous stress salin.

Ainsi, l'ensemble des adaptations qui ont été observées chez des espèces d'*Atriplex*, notamment au niveau des sujets soumis au stress salin, assureraient les rôles suivant:

- La réduction de la perte en eau par la polystratification de l'épiderme et par l'enfouissement des stomates à son niveau.

- La réduction de l'exigence en eau et en nutriment par la diminution de la densité des tissus vivants suite à leur lignification qui agit aussi contre la déshydratation, l'intoxication et la fanaison des organes.

- l'amélioration de l'approvisionnement en eau par l'augmentation du nombre et du diamètre des vaisseaux du métaxylème, comblant ainsi le déficit hydrique imposé par la salinité élevée de la solution du sol.

3.4. Effet de la salinité et du phosphate sur les paramètres du sol

3.4.1. pH du sol

La figure numéro 28 montre la variation des valeurs du pH du substrat des plantes d'*Atriplex* qui ont été soumises à différents niveaux de stress salin et à différentes formes de traitements phosphatés. Les résultats obtenus révèle que le pH du substrat de l'espèce local (*A. halimus*) et de l'espèce australienne (*A. nummularia*) vari de 7.3 à 7.7 alors que celui de l'espèce américaine (*A. canescens*) vari de 7.6 à 8.2. Ce ci fait que le substrat de cette dernière espèce est nettement moins acide que celui de deux autres espèces. L'analyse statistique confirme cette constatation par une différence très hautement significative pour le facteur Espèce, avec un F Observé ***61,31 (annexe 03). Le test de comparaison des moyennes sépare les 3 espèces étudiées en 2 groupes homogènes dont le 1er contient, *A. halimus* et *A. nummularia* et le 2ème contient, seulement, *A. canescens*.

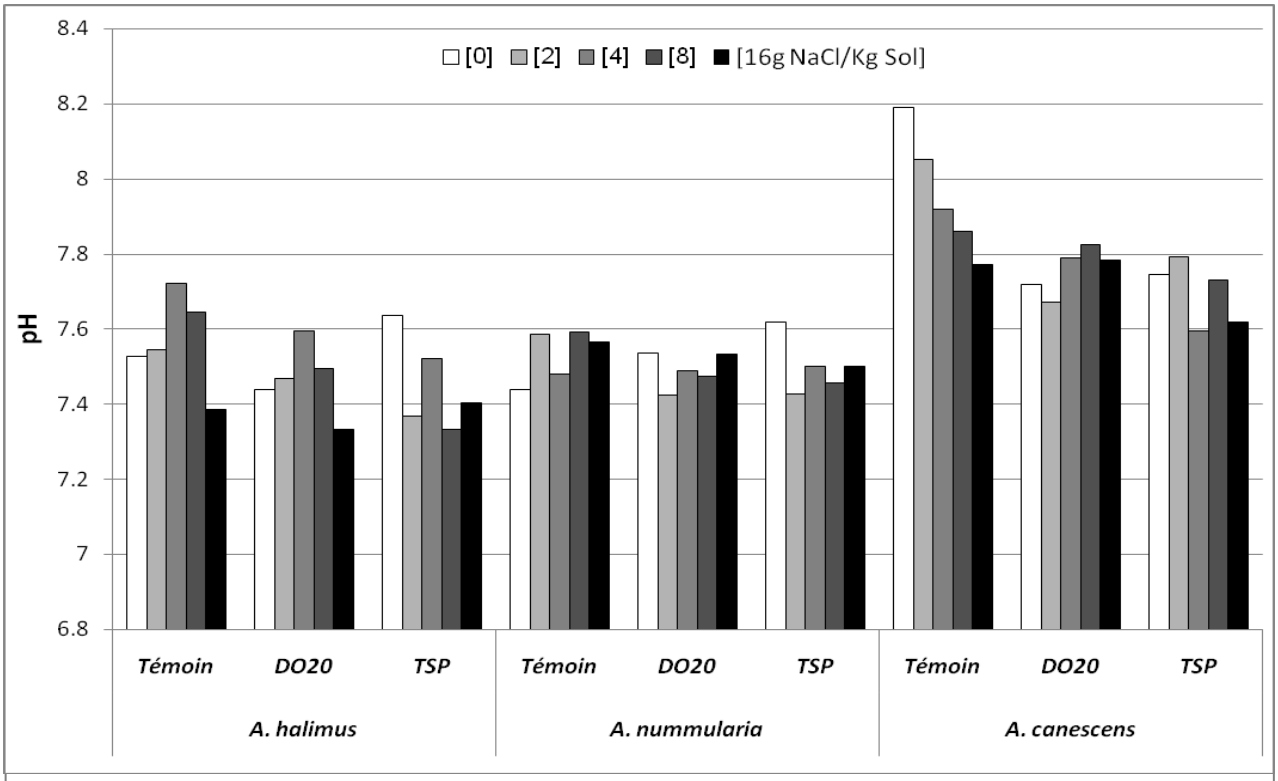


Figure 28. Variation du **pH** du substrat de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés

En ce qui concerne l'effet des fertilisants phosphatés apportés, il parait que les substrats traités se caractérisent par un pH plus bas que celui des autres. Ceci veut dire que leur acidité est meilleure que celle des témoins. Ces résultats suggèrent que les phosphates utilisés ont un effet améliorateur du pH du sol surtout que le sol utilisé est de nature calcaire. Cette même observation a été rapportée par Moorby et al. (1988) dans leurs travaux traitant l'influence de la nutrition phosphatée sur le pH de la solution du sol. L'analyse statistique appuie aussi ces résultats par une différence significative entre

les différents niveaux du facteur fertilisant. De son coté, le test de comparaison des moyennes, montre que le témoin constitue un groupe à part alors que le TSP et le DO_{20} constituent un autre groupe indépendant.

L'effet des engrais est, surtout, prononcé chez l'espèce américaine *A. canescens* avec le plus large intervalle du pH, où la plus importante valeur atteint, chez le témoin, 8.2 (valeur maximale enregistrée durant l'essai) et la valeur, la plus basse, de 7.6 est enregistrée sous traitement TSP. Notons qu'au départ, le sol utilisé est de nature calcaire (Tableau 08).

Il est à signaler que le fertilisant phosphaté naturel utilisé (DO_{20}) est lié à des valeurs moyennes de pH qui sont très proches de celles liées au TSP et qui sont de l'ordre respectif de 7.57 et 7.55, alors que celles correspondant aux témoins été de l'ordre de 7.69.

En ce qui concerne l'effet de NaCl sur le pH, on n'observe pas de changement proportionnel avec les doses croissantes de NaCl. Ceci est en accord avec les résultats obtenus par (Klose, 2007). Cependant, dans des cas particuliers, il y a certaines relations entre les concentrations NaCl et le taux du pH. Par exemple, chez l'espèce locale (*A. halimus*), au niveau du témoin et du traitement DO_{20}, le pH augmente avec les 3 premières doses de NaCl (0, 2 et 4gNaCl/Kg Sol) puis il décroit avec les 2 dernières (8 et 16 gNaCl/Kg Sol). Cette dernière constatation a été soulevée par Al-busaidi et cookson (2003) qui ont mit en évidence l'existence d'une relation inversement proportionnelle entre le pH du sol et sa salinité. Dans la majorité des cas, le pH a tendance à diminuer avec l'accroissement de la salinité et le meilleur exemple à citer est celui du témoin chez *A. canescens* où un décroissement du pH, parfaitement proportionnel, est enregistré avec les 5 doses successives de NaCl.

Il est aussi à noter que le paramètre pH du sol est celui qui a le plus de corrélations avec le reste des paramètres du sol et de la plante. A titre d'exemple le pH présente des corrélations positives avec le K du sol et des corrélations négatives avec le K et Na de la plante. (Annexe 3.)

3.4.2. Conductivité Électrique (C.E.)

La figure 29 affiche la variation des valeurs de la C.E. en fonction de deux traitements appliqués au niveau du sol: salinité et phosphate.

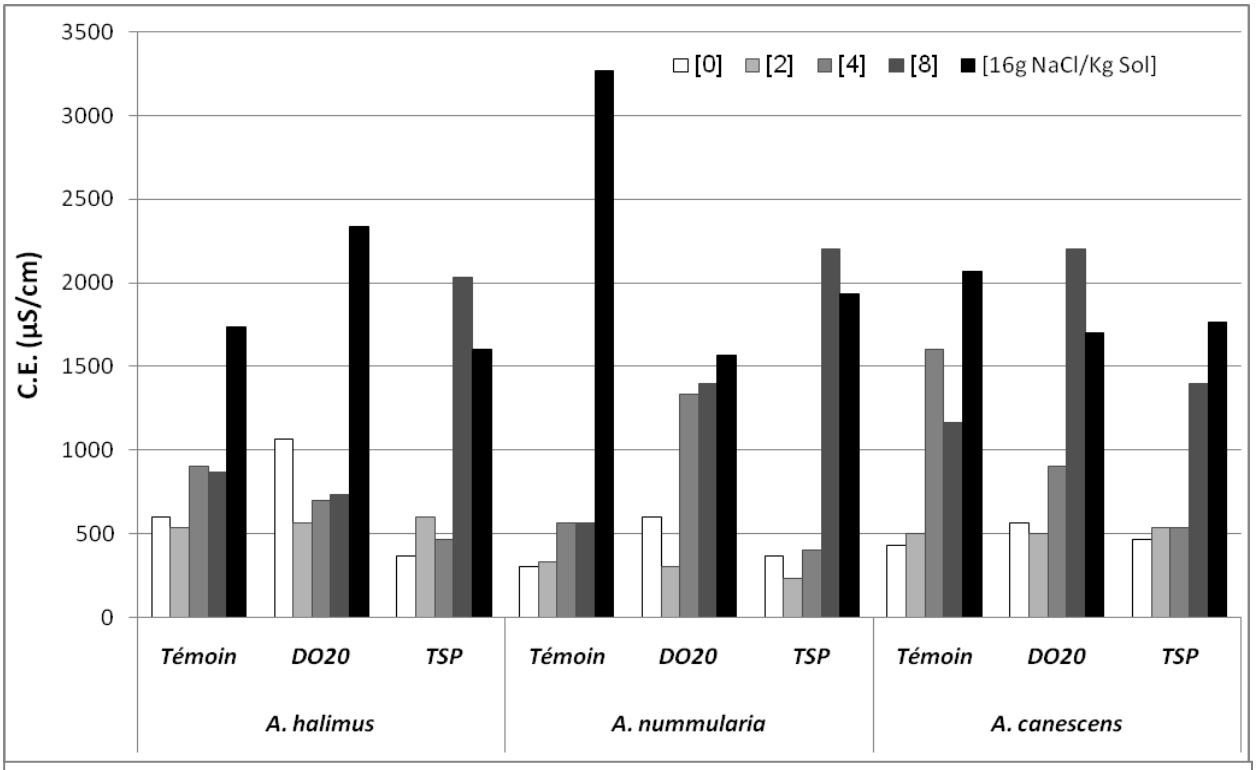


Figure 29. Variation du **C.E.** du substrat de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

Les résultats montrent aussi, mais avec quelques exceptions, que la CE augmente avec les doses croissantes de NaCl, mais de façon non proportionnelle, car elle n'évolue que trop peu avec les 1ères doses qui sont faible, puis elle évolue grandement avec celles qui sont élevées, en l'occurrence 8 et 16 g/l de NaCl. Néanmoins, dans certains cas, des valeurs maximal de la CE ont été obtenues avec la dose 4g/l de NaCl.

L'analyse statistique corrobore ces résultats car une différence significative a été mise en évidence et où le test de comparaison de moyenne a fait ressortir 3 groupes homogènes : G1 formé de doses de NaCl [0], [2] et [4] et les groupes G2 et G3 représentés respectivement par les doses [8] et [16].

La matrice de corrélation (Annexe 3.) affiche une corrélation positive et significative (0.8) entre la CE et la teneur du sol en Na. Ceci montre que l'origine de la salinité du sol est le sodium qui a été apporté, dans sa majorité, par le chlorure de sodium appliqué au substrat de culture. La matrice de corrélation affiche aussi une corrélation positive significative (0.28) entre la CE et la teneur des plantes en sodium et une corrélation négative significative (-0.29) entre la CE et la teneur des plantes en potassium.

Nous avons aussi observé dans 5 cas sur 9, que la dose [0] (Témoin sans traitement salin) correspondait à des valeurs CE supérieurs à elles obtenues avec la dose [2g/l de NaCl]. Malgré que cette constatation parait illogique, on peut avancer le fait que les plantes étudiées sont des halophytes et quand elles reçoivent des doses modérées de NaCl

leur croissance et développement seront stimulés ce qui leur permettrait une forte assimilation de sels solubles. Ainsi la CE de leur substrat serait moins élevé que celui des témoins. D'après plusieurs auteurs les plante *Atriplex* sont stimulées par les doses modérées de NaCl et au fur et à mesure qu'elles se développent, elles se chargent avec les sels absorbés et décharge simultanément le sol, sur le quel elles poussent. (Edwar et al. 1998).

3.4.3. Teneur du sol en P

La figure 30 expose les résultats de la teneur du substrat en phosphore des 3 espèces d'*Atriplex* soumises à des niveaux croissants de salinité et à 2 formes de fertilisants phosphatée (DO_{20} et TSP).

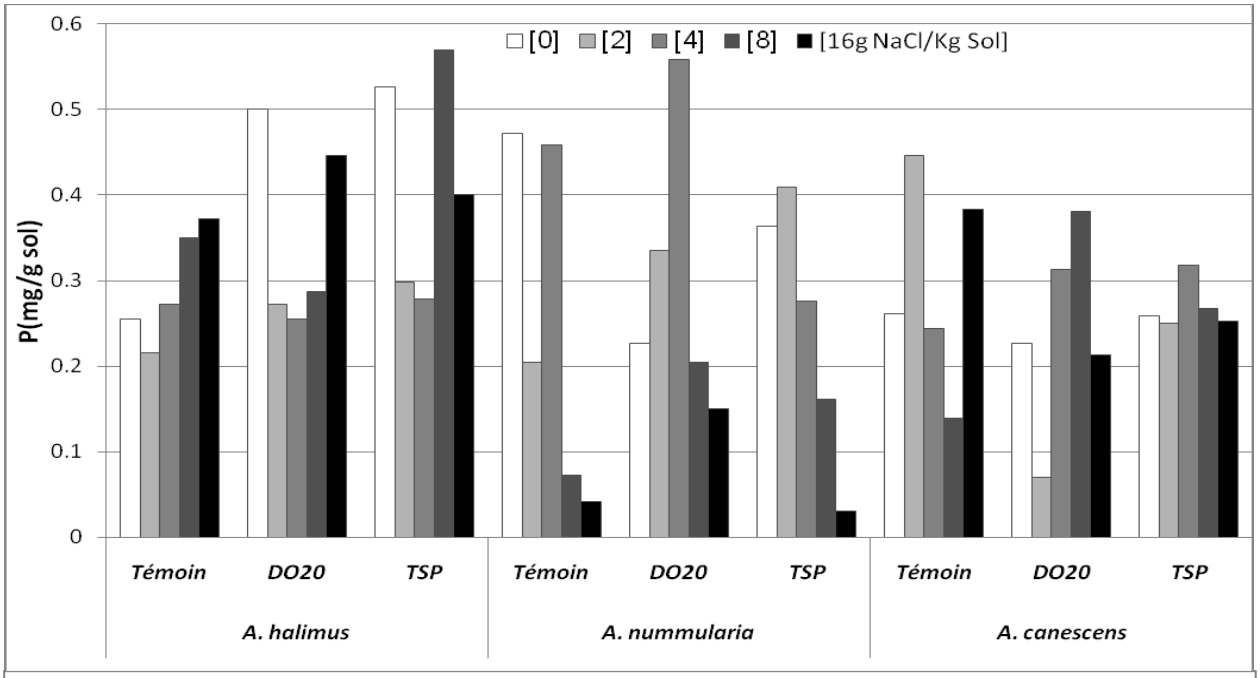


Figure 30. Teneur en **Phosphore (P)** du substrat de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

Les résultats montrent que la teneur en P des substrats de culture des trois espèces testées est très variable, malgré qu'on a utilisé, au départ, un même sol pour la préparation des substrats de culture. Ceci relève trois raisons probables liées aux trois facteurs étudiés à savoir : engrais, salinité et espèces. On suppose que le facteur espèce est le plus impliqué dans la variabilité de la teneur en P suscité car le genre *Atriplex* est très connu pour sa variabilité qui pourrait avoir de l'influence sur le substrat.

Le dosage du P montre que le substrat de culture de l'espèce locale *A. halimus* parait êtres plus riche en P que ceux des 2 autres espèces exotiques. En effet la plus forte valeur en P (0,57mg/g) a été enregistrée au niveau du substrat des plants d'*Atriplex halimus* recevant le TSP et traité avec la dose de 8g de NaCl/g de sol. L'analyse de la variance confirme cette constatation par une différence significative pour le facteur espèces. Le test de comparaison de moyenne a permis de faire dégager 2 groupes homogènes dont le premier est constitué seulement de *A. halimus* avec une moyenne de

0,35mg de P/g sol, et un second constitué des deux autres exotique avec les 2 moyennes quasi égales de 0,264 et 0,265mg de P/g sol correspondant respectivement à *A. canescens* et *A. nummularia*.

Il est aussi à noter que la réponse des 3 espèces au type d'engrais phosphaté utilisé varie de l'une à l'autre. En effet, au niveau de l'espèce *A. halimus* les substrats fertilisés se montrent plus charger en P par rapport aux témoins qui ont une teneur moyennes de 0.30mg P/g sol, notant que la teneur moyenne en P sous le traitement DO_{20} et TSP été de l'ordre respectif de 0.35 et 0.41mg P/g sol.

Chez *A. nummularia,* les substrats, recevant le TSP, ont présenté une valeur moyenne de 0.25mg P/g sol, alors que ceux recevant le DO_{20} ainsi que les témoins ont enregistrés une même teneur moyenne de 0.25mg P/g sol. D'après plusieurs travaux réalisés sur l'efficacité des phosphatés naturels de façon globale et le DO_{20} de façon spéciale, il ressort que l'application directe des roches phosphatées, surtout au niveau des sols acides, donnent des résultats quasi analogues avec les super-phosphates et par fois même avec les triple-super- phosphates, notamment à long terme. (Fotyma and al. 1996; Rayan and al. 1996; Truong and Montange, 1998; Karanja and al. 1999. D'après Rahmoune and al. 2001, qui ont testé un apport direct du DO_{20} sur la culture du blé sur sol alcalin, le phosphate naturel de Djebel Onk donne, lui aussi, des résultats similaires au TSP quand à la morphologie des plantes du blé dur, leurs teneurs foliaires en P ainsi que pour les composantes du rendement. Ces mêmes résultats ont été rapportés aussi par Aloui et al. (2005) pour le cas du phosphate naturel de Gafsa (Tunisie) appliqué sur un substrat basique de culture de féverole.

Il est aussi à signaler que les teneurs en phosphore enregistrés au cours de cet essai varies de 0.03 à 0.568mg P/g sol c'est-à-dire de 30 à 568ppm. D'après Fox (1982), quand le P du sol est présent à un intervalle allant de 8 à 720ppm il implique un minimum de teneur de 0.2ppm dans la solution du sol en forme considérée par Frossard (1996), comme directement assimilable.

Wang and Zhang (2010), ont enregistré sur un sol de culture de tomate une teneur en P du sol comprise entre 15 à 130ppm variant en fonction de l'horizon et de la fertilisation phosphatée.

Au niveau des substrats des plants d'*A. canescens* les résultats n'ont montré aucune augmentation dans les taux du P du sol pour les cas traités avec des phosphates, car les substrats témoins ont affiché des taux supérieurs en P par rapport aux ceux fertilisés.

En ce qui concerne la caractérisation des effets de l'interaction entre le traitement salin et le phosphaté sur le statut du P du sol, les résultats obtenus ne se montrent pas régit par un ordre précis. Néanmoins, on put constater au niveau du substrat de culture non fertilisés de l'espèce *A. halimus* un accroissement du taux de P avec l'augmentation du taux du NaCl. Cette dernière augmentation peut être argumentée de 2 façons ; soit c'est due à une fixation du P du sol qui c'est traduit par une baisse dans sa teneur en solution du sol, ou c'est due à une diminution dans son absorption racinaire à cause du stress salin limitant les activités physiologique dont la nutrition minérale, voire même menant à la perte de la plante entière (Fait observé durant l'expérimentation notamment au niveau des doses 8 et 16mg/g NaCl). Cette même observation a été avancée par Mohammed et al. (2003) dans leur travail, très similaire au notre, mais il a été mené sur l'orge. Ces

derniers auteurs rapportent aussi que la diminution de la croissance des plantes sous sols très salins est principalement attribuée à l'effet négatif du haut potentiel osmotique de la solution du sol, des sols très salins, qui ont tendance à réduire l'absorption de l'eau et d'élément nutritif et à réduire aussi la croissance des racines de la plante.

Chez cette dernière espèce, les substrats fertilisés avec le DO_{20} et le TSP et ne sont pas soumis à la salinité, paraissent plus riches en P. Toutefois, au niveau des substrats exposés à la salinité, les teneurs en P diminuent sensiblement avec les 1ères doses modérées (2 et 4mg/g NaCl) puis elles remontent, face aux doses excessives de NaCl. Cette constatation a été argumentée auparavant au niveau des substrats non fertilisés. Cependant, pour ce qui reste, c'est-à-dire, l'explication de la réponse aux doses intermédiaires modérées de NaCl, il semble que les plantes absorbent fortement le phosphore du sol pour l'impliquer dans l'un des mécanismes de la tolérance au stress salin D'après Kaya et al. (2001), chez le concombre et le poivre, quand les plantes soufrent de déficiences en P et K, en condition de stress salin, l'apport de ces 2 éléments majeurs au sol, par fertilisation, corrige cette carence.

Au niveau des substrats de culture de l'espèce *A. nummularia*, l'absorption du P à partir du substrat parait être différente de celle précitée chez *A. halimus* voire même inverse, car le taux de P du sol à tendance à augmenter puis à rechuter avec l'accroissement de doses de salinité.

Il est à noter que chez les deux espèces exotiques la majorité des substrats traités avec les doses modérés de NaCl sont ceux qui contiennent plus de phosphore.

3.4.4. Teneur du sol en Na

Les résultats affichés sur la figure 31 représentent la variation de la teneur du sol en sodium chez 3 espèces d'*Atriplex* en fonction de traitement salin et phosphaté.

Tout d'abord, il est important de souligner que les résultats montrent que l'objectif d'avoir des substrats avec des doses croissantes en NaCl est bien réussi, vue que l'analyse pédologique, réalisée après 2ans de l'apport du sel (NaCl), montre que le taux du Na pour chaque doses restait, dans son ensemble, relativement bien fidèle au traitement initial et où les différentes concentrations se sont caractérisées par des valeurs distinctes avec des écarts croissant entre les doses utilisées de NaCl. Ces résultats vont de paire avec ceux de Miyamoto et al. (1996) qui ont mesuré à la fin d'une expérience similaire à la notre le niveau de la salinité de l'eau de drainage du sol. Ils ont trouvé que la salinité restait proportionnelle avec le premier apport de sel. L'analyse de la variance corrobore cette constatation par une différence très hautement significative pour la variable Salinité ($F=67.53$). Le test de comparaison des moyennes révèle que chaque dose constitue un groupe homogène indépendant (Annexe 2.).

Les résultats montrent clairement que les teneurs du substrat en Na augmentent avec l'accroissement des doses appliquées de NaCl. Néanmoins, cette augmentation c'est caractérisée par un faible niveau avec les 1ères doses puis elle devient excessive avec les doses élevées de NaCl. Ces teneurs excessives dépassent le seuil de 4mg/g (la plus forte teneur en Na pendant l'essai) au niveau du substrat de l'espèce locale, alors qu'au niveau du substrat de 2 autres espèces les valeurs maximales de Na étaient en deçà de ce seuil.

Les valeurs de Na enregistrées au niveau des substrats recevant les fortes doses peuvent être expliquées par deux raisons ; la première consiste à la forte portion de NaCl apportée alors que la deuxième est due à l'état de stress installé empêchant à la fois; un bon développement des plantes et une forte assimilation de sel. Ce ci à mené à la réduction de l'élimination des sels solubles du substrat conduisant ainsi à son blocage. En effet la majorité des plantes recevant les plus fortes concentrations de NaCl ont accusé un grand retard de développement, voire même, elles ont été perdues.

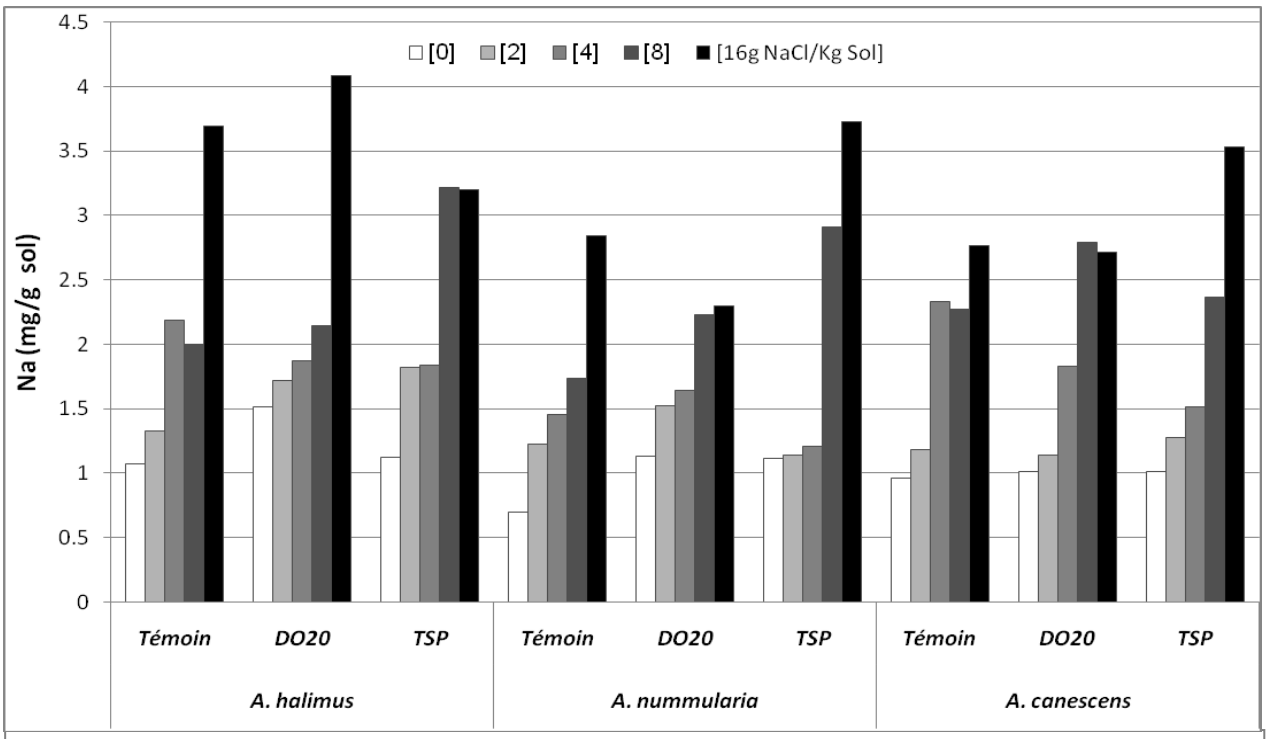


Figure 31. Teneur en **Sodium (Na)** du substrat de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

Ces résultats dévoilent aussi la grande capacité des plantes étudiées à assimiler des fortes quantités de NaCl, car l'accroissement de la teneur des pots en Na n'était pas proportionnel au taux croissant de Na apporté au départ. Les concentrations les plus concernées par cette observation sont les doses modérées de NaCl (2 et 4mg NaCl/Kg sol).

Nous avons remarqué aussi que la variation des taux de Na du substrat ne correspondait pas parfaitement avec la variation de la CE (la corrélation entre la CE et Na du sol été de l'ordre de 0.88) et ce malgré la forte relation qui les relies. Ce ci nous permet d'avancer l'implication de bien d'autres électrolytes dans la détermination de la CE, et ce en plus du sodium. Il est aussi à signaler que le niveau de corrélation qui a été enregistrée entre le Na du sol et le Na de la plante été positif et significatif et correspondait à (0,36).

Il est aussi à souligner que les substrats des 3 espèces étudiées ne sont pas chargés uniformément par le Na, car au moyenne, le substrat de l'espèce *A. halimus* en contient plus de Na que les 2 autres, ce qui est confirmer statistiquement par une différence significative pour la variable espèce et où le test de comparaison des moyennes a fait ressortir 2 groupe indépendant séparant l'espèce *A. halimus* des 2 autres. On pense que cette teneur du sol en Na qui est plus élevée chez l'espèce locale n'est pas due à une faible assimilation de cet élément car les plantes sur lequel elles se développent sont plus chargé en Na que celles appartenant aux 2 autres espèces. C'est pour quoi en avance la possibilité de l'implication de 2 mécanismes utilisés par cette espèce pour résister au stress salin qui consiste à l'expulsion du Na par la chutes des feuilles trop chargées en sel (Lergos, 2007) et/ou la recirculation des sels en excès vers les racines via la sève élaborée puis leurs élimination vers le sol (Berthomieu et al. 2003).

On ce qui concerne l'effet de la fertilisation phosphatée sur la teneur du sol en Na, les résultats montrent que les valeurs les plus élevées pour cette élément ont été enregistrées dans des cas des sols fertilisés avec des phosphates : le cas du DO_{20} chez *A. halimus* et du TSP chez les 2 autres espèces, mais sans que cette observation soit généralisée pour tous les cas. D'après PNTTA, (2000) la dissolution des engrais minéraux dans le sol a plusieurs effets sur les propriétés du sol, parmi lesquels, la salinité et le pH du sol sont les plus apparents. En effet le phosphate naturel utilisé (DO_{20}) contient 248ppm de Cl et 0.9% de Na_2O (Tableau 09).

D'après la matrice des corrélations (Annexe 3), le Na du sol présente des corrélations significatives positives avec le Na de la plante (0.36) et négative avec le K de la plante (-0.23). Toutefois, des corrélations non significatives ont été aussi observées : négatives avec le taux de la chlorophylle a+b, les glucides et les lipides et positives avec la proline, les protéines totales ainsi que le P de la plante.

Enfin, d'autres corrélations négatives enregistrées entre P et Na du sol (-0.11 Annexe 04) témoigne sur le fait que la translocation du P augmente avec l'augmentation de la salinité du sol d'un coté et l'augmentation de la translocation du Na du sol vers la plante d'un autre coté. En effet une corrélation positif entre P et Na de la plante a été aussi enregistrée (0.04) ce qui été avancé. Ce fait serait le résultat d'une interaction synergique P-Na impliquant certains rôles du P pour contrecarrer les effets du Na, au niveau de la plante.

3.4.5. Teneur du sol en K

La figure 32 affiche la variation de la teneur du sol culture d'espèces d'*Atriplex* en K sous différents traitements (P et NaCl). Les teneurs de K enregistrées montrent que le substrat de plantation des 3 espèces étudiées d'*Atriplex* renferme des taux différents, où le substrat d'*A. nummularia* contient la plus faible proportion en K (0.21mg/g), alors que celui d'*A. canescens* en contient la plus forte proportion (0.42mg/g) et qui est absolument le double, par rapport à la précédente. Cependant, l'espèce locale est caractérisée par un substrat dont la teneur en K prend la position médiane (0.27mg/g).

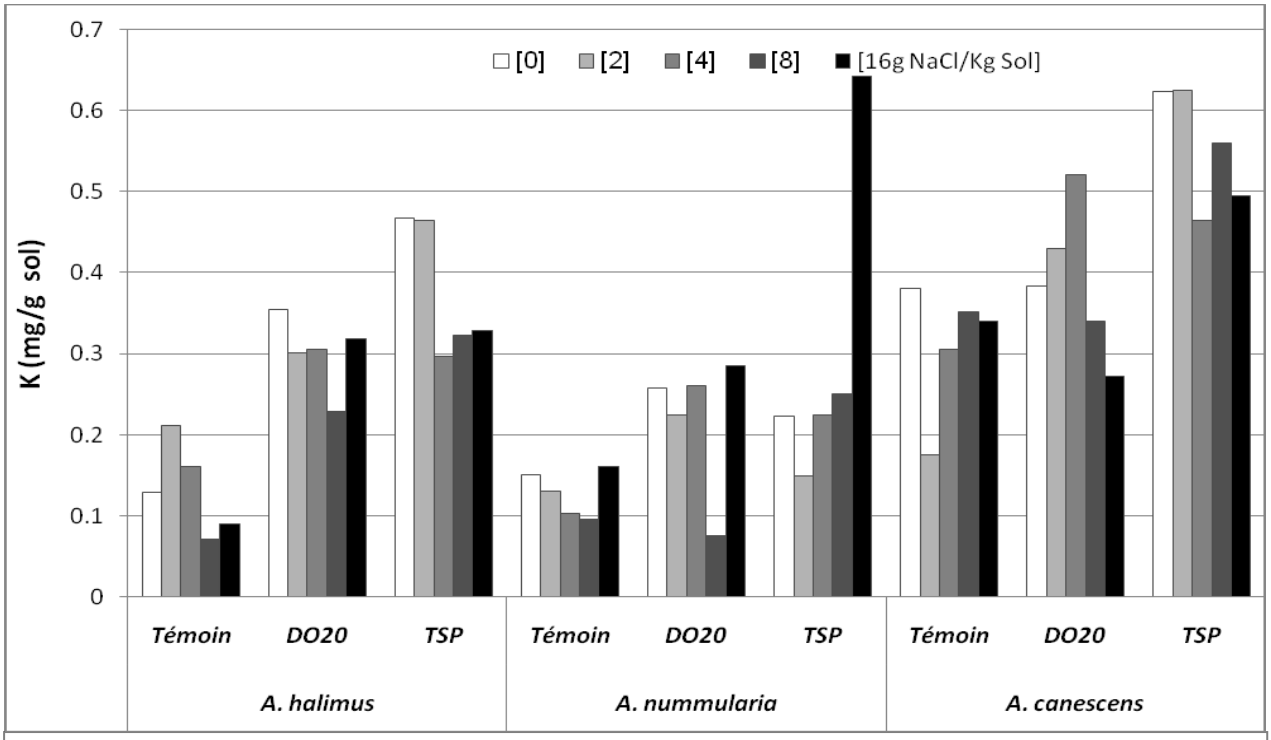


Figure 32. Teneur en **Potassium (K)** du substrat de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés

L'analyse statistique confirme ces résultats par une différence très hautement significative quant au facteur espèces. Le test de comparaison des moyennes a séparé les 3 espèces en 3 groupes indépendants (Annexe 3.).

Il est aussi à indiquer que les résultats montrent clairement que les teneurs en K évoluent au niveau des substrats traités avec des phosphates notant que les cas qui ont reçus le TSP en contiennes plus que ceux traités avec du DO_{20}. Ceci met en évidence l'effet d'interaction synergique entre l'élément P et K au niveau du sol, c'est à dire que la biodisponibilité de l'un, au niveau de la solution du sol, améliore la biodisponibilité de l'autre. Cette dernière constatation est appuyée par l'analyse de la variance qui a mis en évidence une différence très hautement significative entre les fertilisants, sachant que le test de comparaison de moyenne a fait ressortir 3 groupes indépendants qui ont les moyennes suivantes : Témoin (0.19), DO_{20} (0.30) et TSP (0.40). Selon Douvaux et al. (1982), les 2 éléments minéraux majeurs : le phosphore et le potassium du sol se caractérisent par des interactions de type synergique.

En ce qui concerne l'effet des doses croissantes de NaCl sur la teneur du substrat en potassium (K), les résultats ne se marquent pas une relation précise et continue dans ce sens. Néanmoins, on arrive à noter de façon globale, que les teneures en K paraissent

élevées avec les faibles concentrations apportées de NaCl puis elles deviennent réduites sous les hauts niveaux de salinité. Notant que pour cette dernière remarque que le substrat de culture de l'espèce *A. halimus*, parait comme l'exemple le plus représentatif. D'après Cengiz et al. (2001). Sous stress salin, le potassium du milieu extérieur est fortement mobilisé vers la plantes. Ce ci pourra expliquer la réduction des taux du K du sol sous les niveaux élevés du NaCl.

De son coté, la matrice de corrélation nous permet d'estimer les corrélations existantes entre les différents paramètres mesurés avec le K du sol. En effet le pH du sol affiche une corrélation positive avec le K du sol (0.20). Cependant, le K et Na de la plante présentent les corrélations significatives respectives: -0.19 et -0.29.

3.4.6. Conclusion

D'après ce qui précède, concernant la variation des paramètres du sol en fonction de la salinité, d'effet de phosphate et de l'espèce de pantes étudiées, on peut conclure que l'accentuation de la salinité affecte l'ensemble des composantes physicochimiques mesuré du sol, mais avec une intensité, plus au moins, variable. Ainsi, nous avons remarqué, dans l'ensemble des cas, que la salinité n'exerce pas un effet assez marquant sur le pH du sol dont le statut est de nature calcaire. Cependant, le type d'espèce utilisée a nettement marqués les caractéristiques du sol. En effet, l'espèce *A. canescens* c'est caractérisée par une valeur record du pH avoisinant les 8,2. La fertilisation phosphatée a aussi bien marquée le pH du substrat du sol en le rendant plus acide.

Contrairement au pH, la CE a présenté une forte corrélation, de nature positive, avec l'accroissement de la salinité, notamment en ce qui concerne les doses les plus élevées de NaCl (16g NaCl). Toutefois, le facteur fertilisation et espèce n'ont pas manifesté d'effet notable sur la CE.

Pour ce qui est des minéraux du sol (P, Na et K), il est à retenir que le taux du sodium a montré une tendance à augmenter face aux doses croissantes de NaCl appliqué au substrat de culture, notant que le substrat le plus chargé en Na correspondait à l'espèce locale *A. halimus* et au traitement par les phosphates. Ce ci pourrait impliquait un blocage du sodium (Na) sous effet du P du sol, dotant plus que l'indice de salinité des phosphates utilisés est très faible. Ainsi, le végétal pourrait bénéficier de cette dernière action visant à atténuer le transfère du Na du sol vers la plante.

Comme pour le Na, le phosphore du sol a enregistré les teneurs les plus élevées au niveau de l'espèce locale *A. halimus*. Nous avons aussi constaté que les taux du P augmentaient avec celles de la salinité du sol. Ce ci vient appuis l'idée précitée du blocage du Na par les phosphates.

En fin, le K du sol parait être en abondance intermédiaire, au niveau du substrat de l'espèce locale, par rapport à ceux des 2 autres espèces. La disponibilité de cet élément parait être très stimulée par la fertilisation phosphatée, laissant supposé que le P et K du sol présentent une interaction synergique entre eux.

Néanmoins, sous les hauts niveaux de salinité, le K du sol diminue sensiblement, témoignant sur sa translocation probable vers la plante, vue qu'il est, en cas de stress salin, particulièrement plus impliqué dans le phénomène d'osmorégulation que les autres osmolites, notamment chez les halophytes dont les *Atriplex* en fait partie.

3.5. Effet de la salinité et du phosphate sur les paramètres Physiologiques

3.5.1. Paramètres minéraux

3.5.1.1. Teneur des plantes en Phosphore

Les résultats affichés sur la figure n°33 dévoilent l'existence d'une variabilité spécifique pour la teneur foliaire en P entre les 3 espèces testées *Atriplex* où les plants de l'espèce locale *A. halimus* se présentent comme ayant les tissus foliaire les plus accumulateurs de P, avec une teneur moyenne de 6.12mg P/g MS, suivis par l'espèce *A. canescens* en seconde position (5.31 mg P/g MS) puis l'espèce australienne *A. nummularia* en 3ème position (3.96 P mg/g MS). Mâalem (2002), rapporte dans son travail réalisé sur ces même espèces d'*Atriplex*, mais, cultivées in situ, que l'espèce *A. halimus* et *A. canescens* avaient une teneur foliaire moyenne de 2.5mg P/g MS, alors que l'espèce *A. nummularia* avait une teneur moyenne de 1.95mg P/g MS. Les résultats rapportés ainsi que les notre corroborent les unes les autres quand au fait que l'espèce locales est la plus riche en P et l'espèce américaine comme moins chargé en cet élément majeur. En plus des rôles physiologiques de P, ces dernières données sont primordiales en ce qui concerne les *Atriplex* en tant que source fourragère riche en élément nutritionnel, notamment le phosphore qui détient une place capitale (Rahmoune et al. 2004 a).

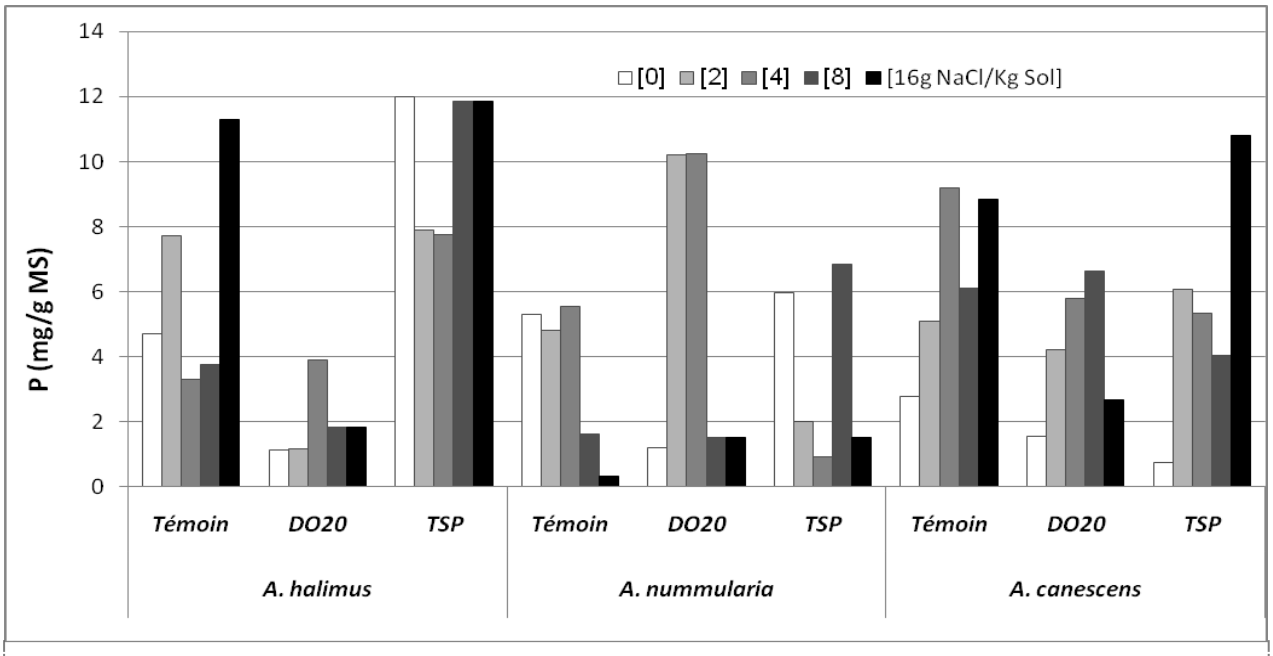


Figure 33. Variation de la teneur foliaire en **Phosphore (P)** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

Pour ce qui de l'effet de la fertilisation phosphatée, les plantes recevant le TSP présentent des taux plus élevés en P que celles traitées avec le DO_{20}. En effet, les teneurs en P les plus importantes, observées au cours de cette expérimentation, ont caractérisé les plantes d'*A. halimus* traitées avec le triple superphosphate (TSP). Ces mêmes constatations ont été rapportées par Mâalem (2002), au niveau des *Atriplex* cultivées en plein nature et traitées avec des phosphates. D'après des études faites sur l'efficacité de la fertilisation phosphatée par le TSP, Djadjaglo et Richter, (2008) ont enregistré une augmentation de la teneur du végétale en P de 662% entre les plantes témoins et plantes traitées chez

Phaseolus vulgaris L.et de 2322% chez *Sorghum bicolor.* Cependant, Ouertatani et Gharbi (2006), ont enregistré une augmentation de 82% chez le Trèfle souterrain.

Paradoxalement, chez cette dernière espèce les plantes traitées avec le phosphate naturel (DO_{20}) se sont marquées par les plus basses teneurs en P qui été, au dessous même, des valeurs des plantes témoins non fertilisées. L'analyse statistique corrobore ces résultats par une variance significativement différente entre les engrais où le teste de comparaison des moyennes a mis le TSP dans un groupe indépendant et le témoin et le DO_{20} dans un autre groupe indépendant.

Contrairement au cas de l'espèce locale, chez *A. nummularia*, les plus grandes teneurs en P ont concerné les plants recevant le phosphate naturel (DO_{20}). Plusieurs auteurs rapportent, dans leurs recherches concernant l'application directe des roches phosphatés, qu'ils peuvent atteindre une efficacité comparable à celle des engrais phosphatés solubles. les auteurs précités ont testé les phosphates naturels sur les végétaux suivant : Karanja et al. (1999), au niveau du chêne soyeux, Rahmoune et al. (2001), au niveau du blé et Truong et al. (1998), au niveau du soja et du maïs.

Cependant, chez *A. canescens* les 2 engrais utilisés (DO_{20} et TSP) ne se sont pas marqués par une efficacité fertilisante par rapport aux témoins.

L'ensemble des résultats qui sont relation avec la réponse des plantes à la fertilisation montrent que les 3 espèces étudiées répondent différemment aux 2 sources du P. par exemple, l'espèce *A. halimus* réagit mieux au TSP, alors que *A. nummularia* réagit mieux au DO_{20}.

En ce qui concerne l'effet du stress salin sur la teneur foliaire en phosphore, comme pour le cas de la teneur du sol en phosphore , nous avons remarqué que la variation de la teneur foliaire des plantes ne se marque pas, vraiment, par un ordre précis avec les doses croissantes du NaCl. Toutefois, on peut noter dans plusieurs cas que les plants soumises au stress salin sont celles qui en accumulent plus de phosphore, sans que l'augmentation du P soit proportionnelle avec celle des doses de NaCl appliquées. Ce fait a été clairement observé chez tout les cas de l'espèce américaine *A. canescens* ainsi qu'au niveau des plantes traitées avec du DO_{20} appartenant aux 2 autres espèces. Il est aussi à noter qu'à part une seul exception (Plantes d'*A. halimus* nos soumises à la salinité et traitées avec le TSP), dans tout le reste des cas, c'est les plantes non traitées par NaCl qui sont les moins chargées en P. D'après Mansour et Salama (2004), les membranes voient leur composition lipidique modifiée en réponse au stress de salinité. Selon Collins, (2001) et Nordberg et Arnér (2001), en conditions de stress salin, les phospholipides membranaires peuvent subir une forte dégradation où des fortes quantités de Pi peuvent être libérées. Abdellaoui et al. (2001) ont aussi enregistré une forte accumulation du Pi chez des plantes fourragères soumises aux conditions stressantes d'hydromorphie. Ils ont argumenté ce résultat par une libération possible du P des membranes cellulaires, suite à une perte de leurs intégrité, à partir des phospholipides (Lee et ractcliffe, 1983 ; Bennacer, 1994). En effet, les résultats de dosage des lipides qu'on a effectué (Fig. 40), nous ont permet de supposé l'existence d'une corrélation négative entre P et lipides, mais pas pour tout les cas. Le cas le plus cohérant est celui de l'espèce *A. canescens*.

Ainsi cette dernière réserve, mise sur la première explication donne de la place à une autre explication, quand à l'accumulation foliaire des taux du P sous stress salin, qui consiste à son implication possible, par l'organisme, dans les mécanismes de la tolérance ou de la résistance au stress salin. Malgré que cette constatation et très peu rencontrée dans les résultats de recherche sur le stress salin, on peut présenter l'exemple du travail de Lopez-Pérez et al. (2007) qui ont enregistré aussi sur une culture de brocoli soumise au stress salin, des teneurs de P de la sève du xylème qui augmentaient sous une concentration de 40mM de NaCl puis elles rechutaient avec la teneur de 80mM.

3.5.1.2. Teneur des plantes en Na

La figure 34 affiche les résultats de dosage du sodium contenu dans les tissus foliaires des *Atriplex* traités avec du NaCl et des phosphates. Comme pour le cas du sol, les doses croissantes de NaCl apportées au substrat ont provoqué une augmentation du Na dans les tissus des plantes. En effet, et à part quelques cas exceptionnels, les teneurs foliaire en sodium se sont caractérisées par un accroissement avec l'augmentation de doses de NaCl, toutes espèces et traitement confondus. L'analyse de la variance révèle, pour le facteur salinité, que la différence existante entre ces différents niveaux est très hautement significative avec un F observé estimé à 90.03. Le test de comparaison des moyennes a fait ressortir les 3 groupes homogènes suivants : G1 : ([0] et [2]), G2 : ([2] et [4]) et le G3 : ([8] et [16]). La matrice de corrélation a mit en évidence l'existence d'une corrélation significative et positive entre le Na de la plante et celui du sol estimée à 0.36. Une corrélation positive de 0.28 a été également enregistrée avec la CE du sol.

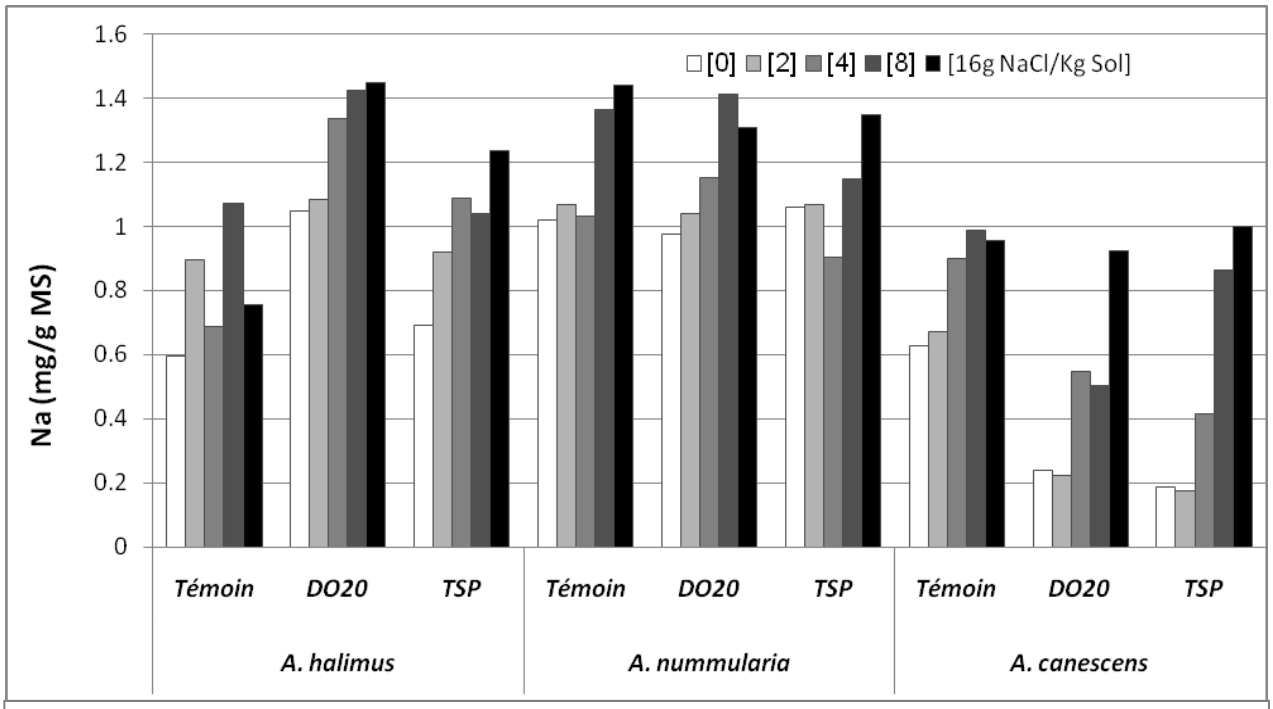


Figure 34. Variation de la teneur foliaire en **Sodium (Na)** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

Cependant, des corrélations significatives négatives ont été aussi observées avec d'autres paramètres du sol à savoir ; R (Na/ pH) = -0.4 et R (Na/ K)= -0.19. Ce dernier résultats témoigne sur interaction antagoniste existante entre le Na et le K de la plante. D'après Hopkins (2003), l'excès de Na, dans la plante, engendre une interaction compétitive entre Na et K sur les sites de fixation des enzymes et des protéines importantes.

Pour ce qui est de l'accroissement des taux du Na dans les feuilles des plantes, on pense que c'est lié au mécanisme de dessalement adapté par les *Atriplex* pour dégager les sels en excès à travers les trichomes. Selon Berthomieu et al, (2003) et Lergos (2007), ce mécanisme consiste à absorber les sels au niveau des racines qui seront transportés, ensuite, vers les feuilles, par le mouvement ascendant de la sève dans les vaisseaux, puis elles s'en débarrassent en les accumulent dans les glandes à sel, situées sur la surface des feuilles, qui finissent par éclater.

Nos résultats vont de paire avec ceux obtenus par Wang et al. (1997) qui ont obtenu, dans une étude traitant l'accumulation du Na par l'*A. prostrata,* des valeurs de 3.6, 204.5, 307.6 et 480 mmol/100g de MF avec des doses croissantes et respective de NaCl de 0, 5, 10 et 20g/l dans l'eau d'arrosage. Kerkeni et Hannachi (2006), ont aussi des résultats concordant les notre et qui concernent un effet de stress modéré sur des cales et des plantes entières de pomme de terre. Ces auteurs ont rapporté que le taux du Na augmentait proportionnellement, dans les tissus, avec l'accroissement de la salinité du milieu, mais jusqu'à un seuil de 4g/l de NaCl.

L'analyse des corrélations (Annexe 4.) a signalé aussi des corrélations significative négative avec certaines métabolites qui été de l'ordre de -0.42 avec les protéines totales et de -0.18 avec les Sucres solubles totaux. Ceci dévoile un impact dépressifs très probables du stress salin sur le métabolisme des plantes testées. Selon Chen et al. (1991), la salinité affecte la croissance par la réduction de la teneur des protéines totales. Collins (2001) et Nordberg et Arnér (2001), rapportent aussi que le stress salin provoque la dégradation des protéines, des glucides et de l'ADN.

En ce qui concerne la variabilité appréciée entre les 3 espèces d'*Atriplex* quand à leur teneur en Na, on remarque qu'elles ne se charge pas de la même façon en ce cation. Effectivement, les moyennes des trois espèces en Na révèlent que l'espèce *A. nummularia* est la plus accumulatrice en cet élément avec une teneur moyenne en Na de 1.15 mg/g, puis vient l'espèce *A. halimus* avec une teneur intermédiaire de 1.02 mg/g, alors que *A. canescens* est celle la moins chargé en Na: 0.61 mg/g. L'analyse statistique (Annexe 3.) confirme cette dernière divergence spécifique par une différence très hautement significative avec un F observé de l'ordre de ***90.03. Le test PPDS a montré que chaque espèce est totalement distincte de l'autre, pour le paramètre mesuré en question (Na de la plante). Ces résultats ne vont pas de paire avec ceux présenté par Mâalem, (2002), en ce qui concerne le classement de es même espèce pour l'élément Na, car il a rapporté le classement suivent : l'espèce *A. halimus* comme la plus accumulatrice (0.89) et l'espèce *A. nummularia* comme la moins accumulatrice (0.72) et l'espèce *A. canescens* dans la place intermédiaire (0.87).

Il est à signaler que les plants d'*A. canescens* n'accumulent pas plus de la charge de 1mg/g de Na, dans leurs tissus foliaires, alors que celles appartenant aux 2 autres espèces peuvent aller au-delà de cette limite dépassant le seuil de 1,4mg/g de Na.

En ce qui concerne l'effet de la fertilisation phosphatée sur les 3 espèces d'*Atriplex* étudiées, ces dernières se comportent de façon totalement différente, car au moment où les teneurs en Na augmentent au sein des plantes traitées de l'espèce locale, elles baissent chez l'espèce *A. canescens*, alors que celles appartement à l'espèce *A. nummularia* ne paraissent pas influencer par les engrais phosphatés. Ce résultat montre que le statut sodique des différentes espèces d'*Atriplex* dépond, beaucoup plus, de l'espèce considérée que de l'engrais utilisé.

Ainsi, on peut signaler une interaction synergique entre le phosphore et le Na chez l'espèce *A. halimus* dont l'origine est peut être les engrais utilisés. D'après Tisdale et al. (1985), certains fertilisants induisent la réduction de la perméabilité du sol et l'accumulation des sels. Il est aussi envisageable que les engrais utilisés auraient stimulé l'accumulation du Na sous fertilisation phosphatée. Toutefois, chez l'espèce *A. canescens* il s'agirait peut être d'une interaction antagoniste entre les phosphates et le Na causant une réduction de l'accumulation du Na.

3.5.1.3. Teneur des plantes en K

D'après la figure numéro 35, le taux de Potassium (K), mesuré dans les tissus foliaires des plantes, varie en fonction de doses de NaCl apportées à leurs substrats et en fonction des engrais phosphatés. L'ensemble des résultats sont régis par un ordre uniforme quant à la réponse au traitement salin, tous traitements et espèces confondus. Ces variations consistent à une évolution de la teneur en potassium face aux premières doses de chlorure de sodium, puis à sa régressionbavec les doses élevées restantes de NaCl. Il est à noter que 2 cas exceptionnels, à cette réponse précitée, ont été signalés chez les plants d'*A. nummularia* traités par le DO_{20} et les plants d'*A. canescens* traités avec e TSP. Dans ces deux derniers cas, la teneur des pantes en K c'est caractérisée par un décroissement pur et simple face aux doses croissantes de NaCl. Ce décroissement était léger avec les 1ères doses (2 et4), puis il devient intense avec les doses excessives de NaCl (8 et 32).

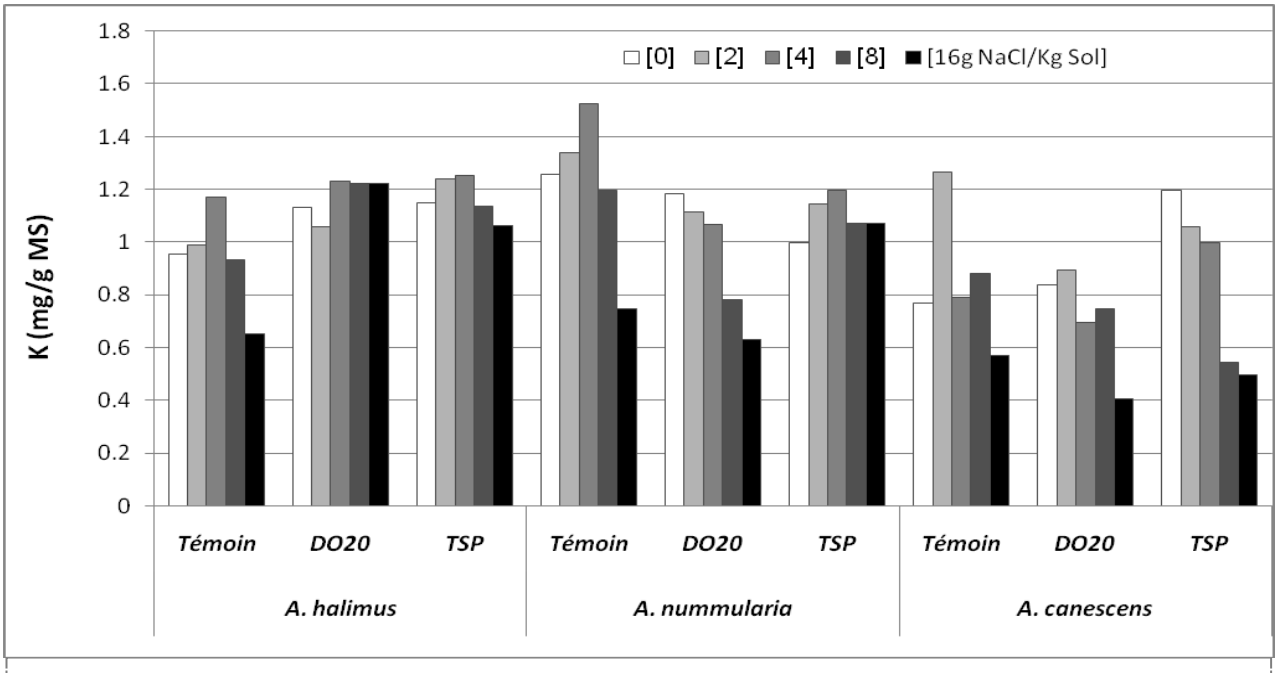


Figure 35. Variation de la teneur foliaire en **Potassium (K)** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés

D'une part, on peut expliquer l'augmentation du K avec les doses modérés du NaCl, en raisonnant que les *Atriplex* étudiés sont des plantes à caractère halophile et par conséquent elles impliquent le K^+ dans leurs mécanisme d'osmorégulation. D'après Ashraf (1999) in Bois (2005), Chez les halophytes, l'ajustement osmotique est surtout dû à une accumulation d'ions. Par contre, chez les glycophytes, qui ne tolèrent pas les fortes concentrations d'ions inorganiques, l'osmorégulation se fait par la synthèse et l'accumulation de solutés organiques. Belkhiri, (2008), mentionne que chez les halophytes, l'ajustement osmotique est surtout dû à une accumulation d'ions dont le plus important est le K. La matrice de corrélations (Annexe 4.) appui ces résultats par la mise en évidence de 2 corrélations significatives et négatives : Na sol/K plante=-0.22 et K sol/Na plante=-0.29. Lopez-Pérez et al. (2007) ont obtenus des résultats similaires à cette partie de nos

résultats, concernant l'effet des doses modérés du NaCl sur le K. Effectivement, au cours de leur essai ils ont apporté à la culture du Brocoli la dose 40 et 80mM qui correspondaient presque et respectivement au doses modérées que nous avons utilisé : 2 et 4g/l NaCl. Toutefois, Wang et al. 1997 ont enregistré une baisse dans la teneur en K dès la dose de 5g/l de NaCl, sachant que leur étude a été menée sur une autre espèce *Atriplex* (*A. prostrata).*

Il est à préciser que cette dernière dose correspondait à une teneur en K de 29.1 mmol/100mg MF, alors que le témoin affichait une teneur de 67.0 mmol/100mg MF.

D'autre part, nous avons aussi noté qu'au-delà des 3 premières doses, pour certains cas et parfois au-delà des 2 premières, pour d'autres, les teneurs foliaires en K régressaient avec l'accroissement de la salinité. Si on prend aussi en considération les 2 cas exceptionnels suscités, on peut argumenter ces diminutions dans le contenu foliaire en K par une installation probable d'un état de stress salin. Selon Cramer (2003), l'un des effets de la salinité réside dans le déséquilibre nutritif qui s'installe suite à une perturbation du transport des solutés. En outre, Ballestros et al. (1997), trouve qu'il est incontestablement vrai que la salinité limite l'absorption et le transport d'éléments minéraux majeurs, particulièrement K^+, Ca^{2+} et bien d'autres nutriments nécessaires à la croissance tels que le PO_4^- et NO_3^- . L'analyse statistique de la variance confirme ces constatations par une différence hautement significative repérait entre les niveaux de salinité avec un F observé de l'ordre de **10.85 (Annexe 3.). Le test de comparaison des moyennes à divisé les doses de NaCl utilisées en 2 groupes homogènes, dont le 1er est composé des doses modérées (0,2 et4) et l'autre des doses excessives (8 et16).

Concernant les espèces testées, les résultats montrent, clairement, que l'espèce *A. canescens* est la moins accumulatrice du K (0.81), alors que les deux autres présentent des teneurs quasi-analogues (*A. halimus* (1.09), *A. nummularia* (1.08)). L'analyse statistique corrobore parfaitement ce résultat. Cette même aptitude à accumuler le K a été remarquée pour le Na (Fig. 34) ce qui nous permet de dire que les espèces d'*Atriplex* accumule, relativement, autant de K que du Na.

Pour ce qui de l'effet de la fertilisation phosphatée sur les 3 espèces utilisées, nous avons remarqué que l'espèce locale est la seule qui paraissait influencée positivement par l'apport des phosphate où l'analyse statistique a approuvé ce résultats. On peut expliquer ce résultats par le fait que les teneurs, du substrat de culture de cette même espèce, en K (Fig. 32) ont été en parfaite harmonie avec celles du végétal.

3.5.2. Paramètres métaboliques

3.5.2.1. Teneur des plantes en chlorophylles (a+b)

Les résultats de la teneur foliaire des 3 espèces d'*Atriplex* en chlorophylles totales sont représentés sur la figure 36 où les plantes sont soumise à 2 traitement ; phosphaté et salin.

Tout d'abord, nous arrivons aisément à distinguer l'espèce *A. nummularia* des 2 autres par sa faible teneur en chlorophylle, car ces plantes renferment des teneurs moyennes estimées à 0.33 mg/g MF, alors que les teneurs chez *A. halimus* et *A. canescens* valent 0.43 et 0.41 mg/g MF respectivement. L'analyse de la variance appui ce résultats par une mise en évidence d'une différence significative (F= *4,86). Le test de comparaison de moyenne (PPDS) montre que l'espèce *A. nummularia* est statistiquement totalement divergente de 2 autres espèces.

Au niveau de l'espèce *A. nummularia*, les plantes traitées par le chlorure de sodium affichent un contenu foliaire chlorophyllien nettement plus bas par rapport à celui des plantes non traitées, à l'exception des 1ères doses qui détiennent les meilleurs taux. Ce constat est corroboré statistiquement, suite à une analyse de variance séparée, concernant seulement l'espèce *A. nummularia* où le F observé été à l'ordre de *2,78 alors que le test d'égal lité des moyennes sépare significativement la dose basse [2] des doses hautes [8, 16] en 2 groupe homogènes.

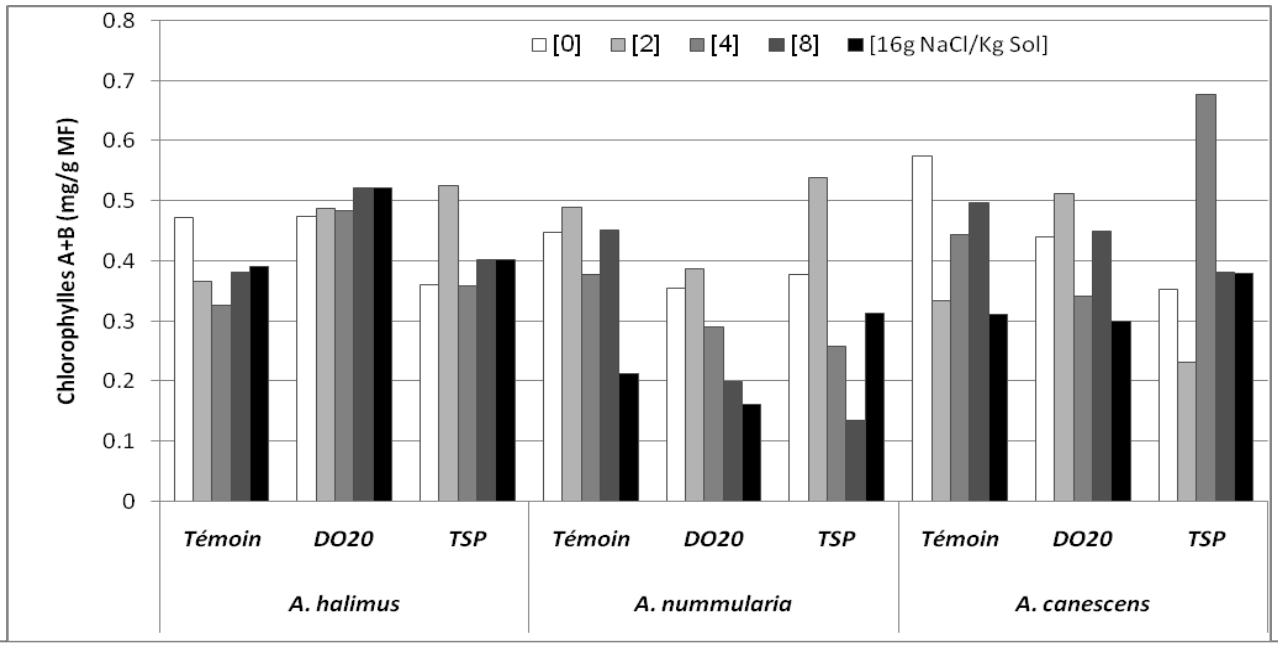


Figure 36. Variation de la teneur foliaire en **Chlorophylles a+b** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

Ceci montre que le contenu des plantes en chlorophylles totales régresse avec l'installation et l'intensification du stress salin. Il est aussi à noter que cette dernière constatation est à signaler chez *A. canescens* sous traitement phosphaté naturel par(DO_{20}). En outre, le taux de la chlorophylle des plantes appartenant aux témoins (sans fertilisation) chez cette même dernière espèce et chez *Atriplex halimus* a manifesté, lui aussi, une importante diminution sous traitement salin. D'après Demiral et Türkan (2005), la salinité affecte indirectement la croissance par la réduction de l'efficacité photosynthétique. Meloni et al. (2003), rapportent aussi que les teneurs en chlorophylles et en caroténoïdes sont sévèrement affectés par la salinité. Shohaib (1998), rapportent aussi dan sa thèse, que les teneurs en chlorophylles, chez *A. nummularia*, diminuent au fur et à mesure que la salinité du milieu augmente. Toutefois, il n'a pas exposé ce même constat pour le cas d'*A. halimus*, notant que les hautes doses utilisées, dans son essai, avoisinaient celle de l'eau de mère (30-35g/l NaCl). En effet et malgré l'excessivité de cette dernière dose le taux de chlorophylle enregistré n'a pas été affecté. Toutefois, Sai Kachout et al. (2009), ont énoncé, dans leur travail réalisé sur 2 sous espèces d'*A. hortensis* en situation de stress salin (15g/l NaCl), que la teneur en chlorophylle B baissait significativement. En outre, la teneuse en chlorophylle A a baissé, elles aussi, mais à un niveau très hautement significative (jusqu'à moins de 50%).

Paradoxalement, au niveau des cas restant des plants d'*A. halimus* traités avec le DO_{20} et le TSP, ainsi que ceux d'*A. canescens* recevant aussi le TSP, les teneurs foliaire en chlorophylle n'ont pas diminué sous l'effet de la salinité, bien au contraire, ces derniers plants en contiennent plus de chlorophylle que les témoins (plantes non traitées par NaCl).

Ceci peu être expliquer par un effet positif de la fertilisation phosphatée, (source du P), et ce malgré la contrainte saline. Les auteurs suivants travaillant sur le sujet de corrélation entre l'élément nutritif P et la chlorophylle rapportent que l'accroissement du P dans le milieu améliore la teneur des végétaux en chlorophylles : Blé (Rahmoune et al. 2001), *Atriplex* (Rahmoune et al. 2004 b) Fougères (Subudhi et Singh, 1979) Microalgues (Roberts et al. 2008), Macroalgues (Menendez et al, 2002). Erwin et al. (1996), évoquent cette même dernière corrélation, mais cette fois au niveau des cours d'eau, en concluant que le P peu constituer une base fiable pour prédire la concentration de la chlorophylle, dans les cours d'eau, du monde entier.

Nous avons aussi enregistré dans cet essai un effet notable du facteur engrais, mais seulement, au niveau de l'espèce *A. halimus* car l'analyse de la variance a mis en évidence un effet significatif, de ce dernier facteur, avec un F observé de l'ordre de 5,34 (Annexe 3). Après la réalisation du test d'égalité des moyennes PPDS, il c'est avéré que cette dernière différence réside entre l'engrais phosphaté TSP d'un coté et le DO_{20} et le Témoin d'un autre coté.

Toutefois, la matrice de corrélations (Annexe 4) n'a mis en évidence aucune corrélation significative entre le paramètre chlorophylle et le reste des paramètres mesurés.

3.5.2.2. Teneur des plantes en Sucres Solubles Totaux

La figure n° 37 constitue une représentation schématique de la variation de la teneur en sucres soluble totaux (SST), de certaines espèces d'*Atriplex* en fonction de différents fertilisants phosphatés et différents niveau de salinité.

En premier lieu, les résultats montrent que les 3 espèces étudiées n'accumulent pas uniformément les glucides dans leurs tissus foliaires. En effet, les 2 espèces exotiques se caractérisent par des taux de SST, qui sont nettement, plus importants que ceux de l'espèce locale (*A. halimus*). Le dosage des SST foliaires révèle, au sein de cette dernière espèce, un contenu moyen de 1390µg/g MF, alors que les 2 autres espèces ont accumulé, au niveau de leurs feuilles, des taux presque triples par rapport au dernier, où nous avons enregistré des valeurs de 3630,77 et de 3814,55, respectivement chez *A. nummularia* et *A. canescens*. Ce résultat va de paire avec celui obtenu par Rahmoune et al. (2004 b), où ils ont mis en évidence une différence significative dans l'accumulation des SST au sein du genre *Atriplex*, sous stress thermique. Ainsi, ils ont classé régressivement les espèces suivantes pour leur teneur en cette soluté, comme suit : 1- *A. nummularia*, 2- *A. canescens* et 3- *A. halimus*.

L'analyse de la variance (AV3) confirme ce dernier résultat en affichant une valeur de F observé de ***29,34 témoignant sur une très haute différence significative. Le test d'égalité des moyennes a caractérisé cette différence en séparant l'espèce locale dans un groupe homogène, à part et les deux autre, ensemble, dans un autre groupe homogène.

Nous pouvons argumenter ce résultat, consistant à particulariser l'espèce *A. halimus* pour sa faible teneur en SST, par le fait que, contrairement aux 2 autres espèces, elle n'utilise pas ce métabolite (Glucides) prioritairement, dans sa défonce face à la contrainte saline. Nous nous sommes permis d'avancer cet hypothèse, en se basant sur les données de l'accumulation spécifique des la proline (Figure 38) qui été fidèlement inverse à celle des SST, d'un coté et du fait que la matrice de corrélation qui a mi en évidence une corrélation significative entre les 2 métabolites en question, avec une valeur de l'ordre de -0,38 (Annexe 4). Ainsi, l'ensemble des résultats de la teneur en Glucides et en Proline, plus la corrélation négative qui existe entre ces 2 métabolites, nous permet de dire que les 3 espèces d'*Atriplex* implique, seulement, l'un des 2 métabolites suscitées dans le mécanisme d'osmorégulation, sans que ceci soit généralisé pour le reste des métabolites minérales ou organiques.

Rahmoune et al. (2004 b), ont évoqué un constat, plus au moins, pareil au notre, aux seins des même espèces d'*Atriplex* étudiées, toutefois la spécificité de l'implication des 2 métabolites (Glucides et Proline) ne concernait pas cette fois, les espèces, mais la période de dosage. Effectivement, ces derniers auteurs en trouvé que les plantes d'*Atriplex* accumulaient plus de SST en saison printanière au détriment de la proline et plus de proline en saison estivale au détriment des SST.

Toutefois, Hassani et al. (2008) ont annoncé des résultats complètement inverses où ils ont trouvé que l'accumulation des glucides totaux est positivement corrélée avec

celle des la proline (r=0.374**). Il est aussi de même en ce qui concerne les résultats du Moran-Manceau et al. (2004) et Navarro et Rubio (2006).

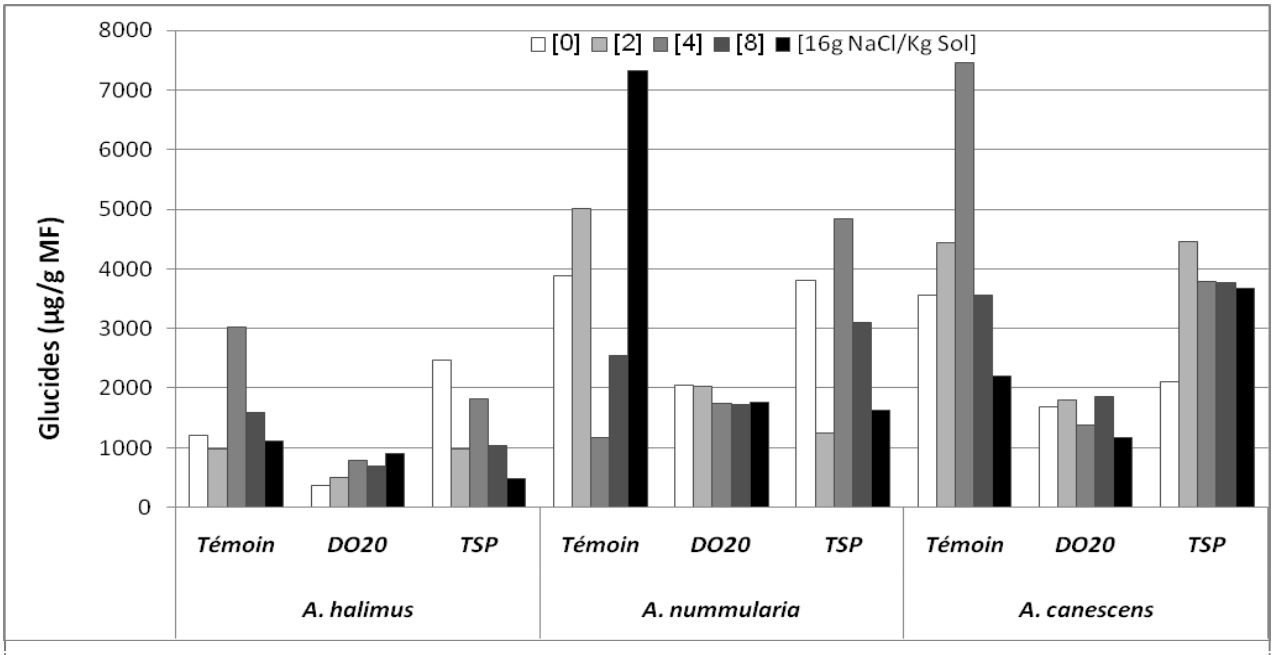


Figure 37. Variation de la teneur foliaire en **Glucides** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

De son coté, l'effet de la fertilisation phosphatée c'est caractérisé par un ordre, plus au moins, précis car toutes les plantes traitées par la roche phosphatée (DO_{20}) ont enregistré le contenue foliaire, en SST, le plus faible. Cependant, les plantes témoins (non fertilisées) se sont caractérisées par les taux les plus élevés. En fin, les plantes traitées avec le TSP ont été en position intermédiaire.

L'explication que nous pouvons proposer à ce fait, où les plantes fertilisée se marquent par des teneurs glucidiques moins importantes que les témoins, consiste à une possibilité d'allégement de l'état de stress et par conséquence l'apaisement du besoin d'accumuler cette métabolite. Malgré que nous avons noté que cette attitude a été aussi observée au niveau des plantes nos soumises au stress salin. Toutefois, l'explication que nous venant de promulguer demeure valable, vue que l'accumulation des SST, en plus du stress salin, est impliquée face à différentes autres formes de stress, tel que le stress thermique, frigorifique et métallique (Rahmoune et al. 2008).

Il aussi important de signaler que les taux de SST les plus importants qui ont été enregistré pour chaque espèce, au cours de cet essai, sont ceux localisés au niveau des plantes témoins (non fertilisées). Il est à préciser que ces taux résident au niveau des plantes traitées par la doses 4g/l de NaCl chez *A. halimus* et *A. canescens* avec des valeurs respectives de 3000 et 7500µg SST/g MF, alors que chez *A.nummularia* ces taux ont été liés à la dose 16g/l NaCl avec une valeur de 7300µg SST/g MF. Le test d'égalité des moyennes (PPDS) montre que les doses de NaCl utilisées se divisent en 3 groupes homogènes : G1 ([0] et [2] avec les moyennes respectives de (3031,64) et (2900,17)), G2 ([4] avec une moyenne de (3829,1)) et G3 ([8 et 16] avec les moyennes respectives (2448,38 et

2516,46)). Ces dernières moyennes constituant les 3 groupes qui différent significativement l'un de l'autre (F observé = *2.95) nous permet de parler du mode suivant d'accumulation de SST chez les espèces étudiées : Quand les plantes sont hors situation stress [0 et 2] l'accumulation des glucidique n'excède pas les 3000µg/g SST puis ce taux augment à plus de 3800µg/g sous la dose [4], puis au-delà de cette doses [8 et 16] ce taux rechute de plus de 35%. Ceci révèle une absence de l'état de stress pour les faibles doses et rien ne pousse la plante à accumuler les SST puis avec les doses intermédiaires les plantes accumulent en quantité importantes cette métabolite, puis au les doses excessives la plante n'arrive plus à gérer le stress et son statu glucidique régresse considérablement. Ces dernières constations corroborent celles obtenus par Dali et al. (1997), chez des lignées de tomate soumis au stress salin, mais ça concerna les sucres Hexoses, alors que l'accumulation du saccharose était proportionnelle en fonction du temps et du stress salin. Ce dernier constat a été aussi évoqué par Martinez et al. (2004) et Hassani et al. (2008) pour le statut glucidique d'*A. halimus* et de l'Orge, respectivement.

3.5.2.3. Teneur des plantes en Proline

La variation de la teneur en proline des 3 espèces d'*Atriplex* est représentée par la figure suivante où les plantes sont soumises à différentes formes de fertilisation phosphatée et à des doses croissantes de chlorure de sodium.

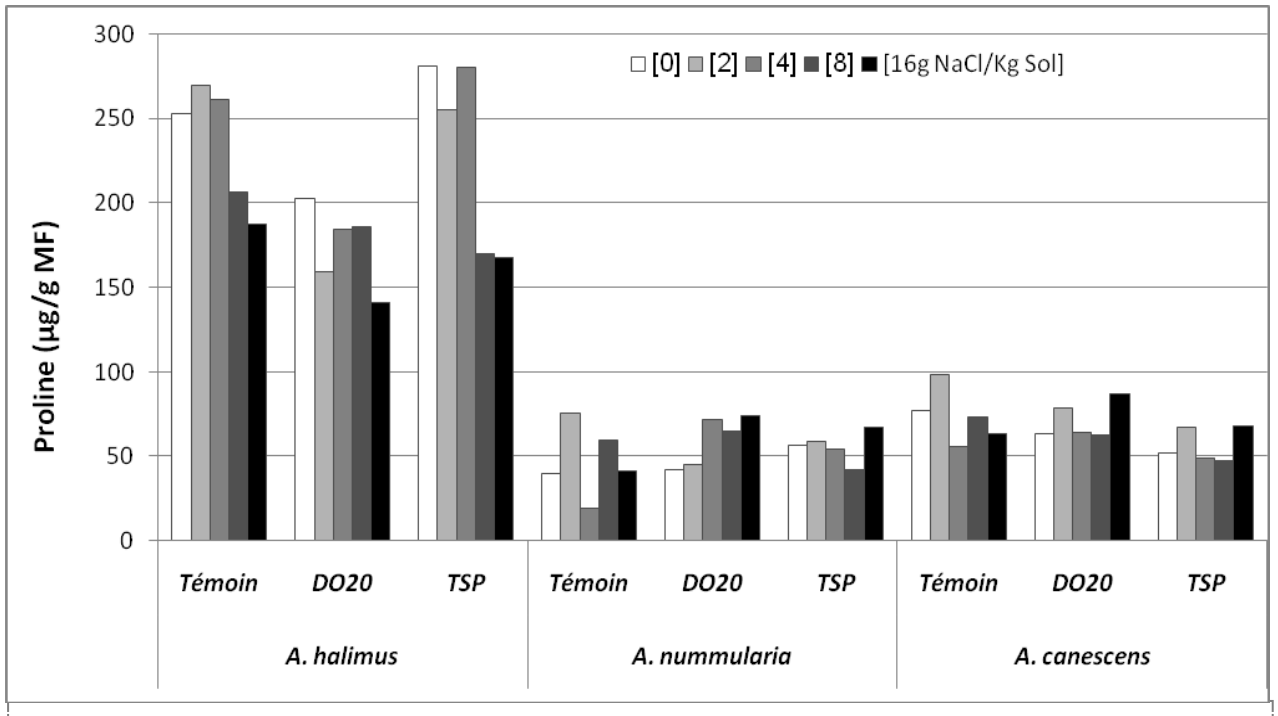


Figure 38. Variation de la teneur foliaire en **Proline** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés

Comme pour les teneurs glucidiques, les 3espèces étudiées présentent une large variabilité spécifique quant à leurs teneurs en proline, précisément entre les 2 espèces exotiques d'une part et l'espèce locale d'une autre part. Néanmoins, pour le cas de cette dernière métabolite, le contenu foliaire c'est montré totalement inverse à celui des SST vue que cette fois, c'est l'espèce *A. halimus* qui a affiché sa pleine supériorité sur les 2 autres; *A. nummularia* et *A. canescens*, avec une moyenne statistique (213.56 µg/g MF) qui dépasse les leurs de loin: 53.90 µg/g MF et 66.90 µg/g MF respectivement. L'analyse de la variance corrobore ce constat par une différence significative (F=240.39***) et le test de comparaison des moyenne confirme la séparation observée des espèces en 2 groupes distincts (Annexe 3).

Les résultats obtenus confirment aussi ce que nous avons avancé à propos de la tendance de l'espèce *A. halimus* à accumuler plus de proline que de glucides totaux (SST). Il est aussi à signaler, une fois de plus, que la matrice de corrélation (Annexe 4) énonce une corrélation négative et significative (R=-0.38) entre les deux osmorégulateurs précités.

Cependant, nos résultats sont inverses à ceux rapportés par Rahmoune et al. (2004b), qui ont été obtenus chez les même espèces, où ils ont trouvé que les plantes d'*A. nummularia* contiennent les plus hautes teneurs de proline, alors que les plantes appartenant à l'espèce *A. halimus* contiennent les plus faibles**.** Shouaib **(**1998), a enregistré des teneures foliaires en proline de l'ordre de 0.48 mg/g MF et 4.9 mg/g F respectivement chez des plants d'*A. halimus* et *A. nummularia* notant que ces derniers sont hors stress. Toutefois, sous stress salin les teneures étaient de l'ordre respectif de 0.28 mg/g et 3.9 mg/g. Bouchnak et Benasri (2001), ont aussi enregistré des teneurs de proline chez *A. halimus* inférieurs à celles mesurées chez *A. canescens*.

Pour ce qui est de l'effet du stress salin sur les plantes *d'Atriplex* étudiées, et malgré les fluctuations dans le taux de proline, par rapport aux facteurs salinité et phosphate, on arrive comme même à apprécier certain ordre dans la variation de la proline en fonction de ces deux derniers facteurs. En effet, au niveau de tous les témoins (plantes non fertilisées), le contenu foliaire en proline le plus élevé correspond à la dose 2g NaCl. Ceci correspond aussi aux teneurs foliaires en K les plus élevées sous cette même dose. La matrice de corrélation appuis cette constatation par une corrélation positive et significative entre K plante et proline où R= 0.17. Il est aussi à remarquer qu'au niveau des plantes fertilisées appartenant aux 2 espèces exotiques, les plus hautes teneurs en proline ont été localisées sous la dose excessive de 16gNaCl. Ainsi, les plantes précitées recevant de la fumure phosphatée (TSP et DO_{20}) ont présentent généralement 2 pics de valeur proline au niveau des doses 2 et 16g NaCl. Ceci indique, forcement l'existence des points bas correspond à la dose 0, 4 et 8g NaCl.

L'analyse statistique permet de dégager 2 groupes homogènes identiques à ce qu'on vient d'aborder, cependant l'explication de ces fluctuations reste très fortement discutée. En effet, l'ensemble des travaux de recherche sur l'accumulation de la proline évoque soit une augmentation pure et simple de ce métabolite en fonction que le stress salin ou hydrique s'accentue tel que le cas enregistré chez *A. amnicola* et chez *A. paludosa* cités *par* Shoaib (1998), le cas d'*A. halimus* cité par Bouchnak et bounasri (2001) et par

Belkhodja et Bidai (2005), le cas de la tomate cité par Hernandez et al. (2000), le cas Thellungiella halophila cité par M'rah et al. (2007), ainsi que le cas de l'orge cité par Hassani et al. (2008). Ou bien des cas où les taux de la proline ont été en régression tel que le cas d'*A. canescens* cité par Bouchnak et bounasri (2001) et les cas d'*A. cinerea, A. isatidea, A. lentiformis, A. halimus, A. undulata* et *A. nummularia* qui ont été cités par Shoaib (1998).

Il est aussi difficile d'argumenter l'augmentation de la proline, pour les cas des plants d'espèce exotiques fertilisés, par le faite quelle recevaient des engrais vue que l'augmentation a touché seulement la dose 16 et non la totalité des doses, notamment les doses 4 et 8 g NaCl.

On pense que l'explication de cette fluctuation réside dans le fait que les plante non soumises au stress salin (0g NaCl) accumule peu de proline, puis cette teneur augmente avec la dose 2g NaCl suite a une mobilisation et synthèse de cet acide aminé par la plante, puis au delà de cette dose (4 et 8) le métabolisme de la plante devient soufrant du stress salin et n'arrive plus à les synthétisés, puis sous la dose excessive de 16g NaCl, les protéine se trouve touchées par le stress et se dégrade libérant ainsi une quantité d'acides aminés dont la proline.

Toutefois, chez *A. halimus* qui accumule des taux colossaux de proline, il est à noter qu'au niveau de tous les traitements par 16g NaCl les teneurs en proline diminuent significativement. Mais on remarque aussi que l'évolution de la teneur en proline en fonction des doses croissantes de NaCl est aussi fluctuante, appuyant ainsi la suggestion précitée.

3.5.2.4. Teneur des plantes en Protéines

La figure n°39 expose la variation de la teneur foliaire des plantes en protéines totales, chez 3 espèces d'*Atriplex*, en fonction de différents engrais phosphatés et doses croissantes de NaCl.

Ces résultats témoignent sur une nette variation dans la teneur protéique entre les espèces étudiées. Ainsi, incontestablement, l'espèce américaine détient le plus haut contenu en protéines avec une moyenne de 546,98µg/g MF. De son coté l'espèce australienne c'est caractérisée par une teneur en dessous de la moitié de la moyenne précédentes (206,57). Toutefois, l'espèce locale *A. halimus* c'est caractérisée par un contenu protéique intermédiaire à celui des espèces exotiques. Ceci est confirmé statistiquement par une variance significative (F= 128,25**). Le test d'égalité des moyennes a montré que chacune des espèces étudiées constitue un groupe homogène à part (Annexe 3).

Cependant, les résultats obtenus par Rahmoune et al (2004a) présentent un classement inverse quant au contenu foliaire en matière azotée totale (MAT) qui met les 3 espèces dans l'ordre décroissant suivant : 1- *A. nummularia* , 2- *A halimus* et 3- *A. canescens* avec les valeurs respectives suivantes : 95, 85 et 80mg/g de MS.

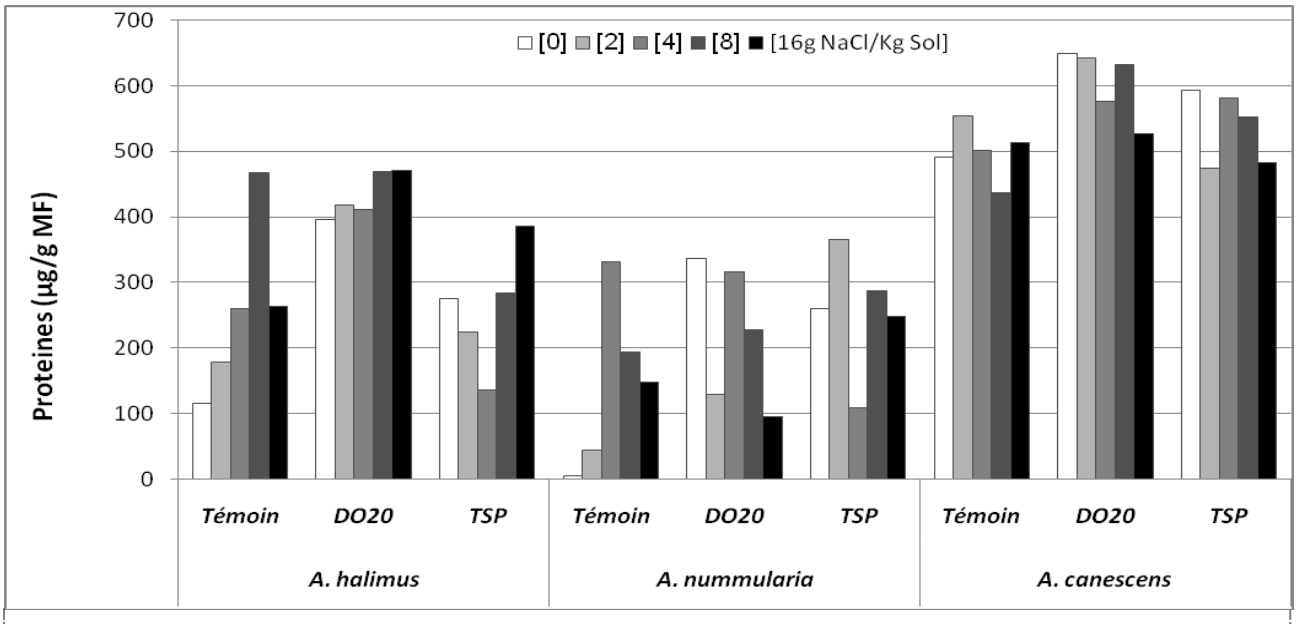


Figure 39. Variation de la teneur foliaire en **Protéines Totales** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

Pour ce qui de l'effet de la salinité sur les protéines, si on se concentre seulement sur les cas des témoins, où on n'a pas apporté d'engrais phosphatés, on arrive à remarquer que les teneurs protéiques ont tendance à augmenter avec les 1ères doses croissantes de NaCl jusqu'à un certain seuil, puis les taux protéique chutent avec les doses suivantes. Ainsi, les diminutions correspondent avec les doses 8, 4 et 2g NaCl, chez l'espèce *A. halimus*, *A. nummularia* et *A. canescens* respectivement. Il est à noter que ces dernières doses consistent fort probablement à des seuils de résistances au stress salin au-delà desquels, le taux protéique régresse dans les feuilles, soit par dégradation ou bien par blocage de biosynthèse.

Shoaib (1998), rapporte les changements suivants, dans la teneur en protéine totales foliaires, entre des plantes témoins et stressées, chez différentes espèce d'*Atriplex* : *A. halimus* (-8,55%), *A. nummularia* (-7,27%), *A. cinerea* (+14.42%), *A. isatidea* (+64,45%), *A. lentifomis* et *A. undulata* (+11,48%).

Ces résultats montrent qu'au moment où les taux protéiques diminuent, sous stress salin, chez les 3 premières espèces précitées, il a tendance à augmenter, chez les 4 autres, sous la même contrainte.

Si on raisonne de façon plus globale, quand au fait que le taux en protéines totales augmente ou diminue, sous stress salin, on peut constater qu'il a tendance à s'accumulé chez *A. halimus* (fait approuvé statistiquement (F=7.27***, 2 groupes homogènes dégagés

du PPDS : G1 (0, 2 et 4), G2 (8 et 16gNaCl) (Annexe 3)) et à s'abaisser chez les deux autres espèces.

Ainsi, on peut conclure pour ce dernier point que nos résultats corroborent ceux de Shoaib (1998), pour l'espèce *A. nummularia* d'un coté et les contredisent pour l'espèce *A. halimus* d'un autre coté. Sandro et al. (2006) ont aussi enregistré une baisse significative des protéines sous stress salin. Chen et al. (1991) rapportent aussi que la salinité provoque une réduction des teneurs en protéines totales.

M'rah et al. (2006 ; 2007) ont rapporté, après une analyse sur électrophorèse, que les taux des protéines totales diminuaient sous stress salin, chez *Arabidopsis thaliana* et *Thellungiella halophila* notant que, les bondes obtenues sur le gel disparaissent totalement à 100mM et 200mM NaCl, chez la 1 et 2 espèce respectivement.

Il est à signaler que la matrice de corrélation appui le fait, que le stress engendré par les doses de NaCl, abaisse le contenu protéique foliaire, par une corrélation significative et négative entre le Na foliaire et les protéines foliaires (R=-0.420 (Annexe 4)).

Il ressort aussi, en plus de la variation spécifique dans la teneur protéique des plantes, que les 3 espèces se caractérisent aussi par une variation dans l'accumulation des protéines en situation de stress salin.

Pour ce qui est de l'effet de la fertilisation phosphatée sur le taux de protéines totales, les résultats montrent clairement une amélioration de ce métabolite suite aux deux apports phosphatés utilisés. Il nous est possible de bien dévoiler ce dernier constat, en ce concentrant sur les plantes non soumises au stress salin (0g NaCl) qui sont représentées dans l'histogramme par des bâtonnets blancs (figure 39), où on arrive à apprécier l'effet améliorateur des phosphates quant aux teneurs protéiques et où curieusement, la roche phosphatée (DO_{20}) se marque par une supériorité éminente par rapport au TSP. Ce derniers fait a été observé dans un bon nombre de travaux traitant l'efficacité des phosphaté naturels en comparaison avec le TSP ou le SSP, où les composantes du rendement constituent les paramètres mesurés de choix (Chien, 1998 ; Dev, 1998 ; Truong and Montange, 1998 ; Rahmoune et al. 2001).

D'après Gerhard (1993), au moins 10 minutes après le prélèvement, 80% du phosphore absorbé est incorporé dans les composants organiques. Ce dernier auteur note que le P est directement impliqué dans la synthèse des acides nucléiques ainsi que dans l'édification des glucides et des protides. Ceci pourrait expliquer les augmentations des protéines totales que nous avons obtenues sous fertilisation phosphatée.

Ce dernier fait est aussi observé en situation de stress salin, mais avec moins d'intensité. Ainsi on peut observer plusieurs cas d'amélioration du statut protéique, par les phosphates, ce qui témoigne sur une implication probable d'interaction antagoniste entre le NaCl et le P dans la préservation d'un niveau métabolique protéique fonctionnel.

Il est aussi à noter que la matrice de corrélation a dégagé les corrélations significatives entre le taux des protéines totales et le : pH sol, K sol, K plante et Lipides totales dont les valeurs respectives sont : +0,419, +0.401, -0,278 et +0.221 (Annexe 4).

3.5.2.5. Teneur des plantes en Lipides

Les résultats des les variations, des teneurs foliaires en lipides totales, sont rapportées dans la figure suivante, où elles dépondent de 2 formes de fertilisants phosphatées et de différentes concentrations de NaCl.

La première chose remarquable, dans ces résultats, consiste à la variation spécifique dans les teneurs lipidiques. En effet, il apparait clairement que *A. canescens* se présente comme l'espèce ayant les tissus foliaires les plus chargés en lipides totales. En outre, elle se marque par un pic de taux de lipide, pour une valeur, dépassant les 800µg/g MF localisé au niveau des plantes témoins (sans fertilisation) et non soumises au stress salin, notant que plusieurs valeurs enregistrées, au cours de cet essai, avoisinent le seuil de 100µg/g MF.

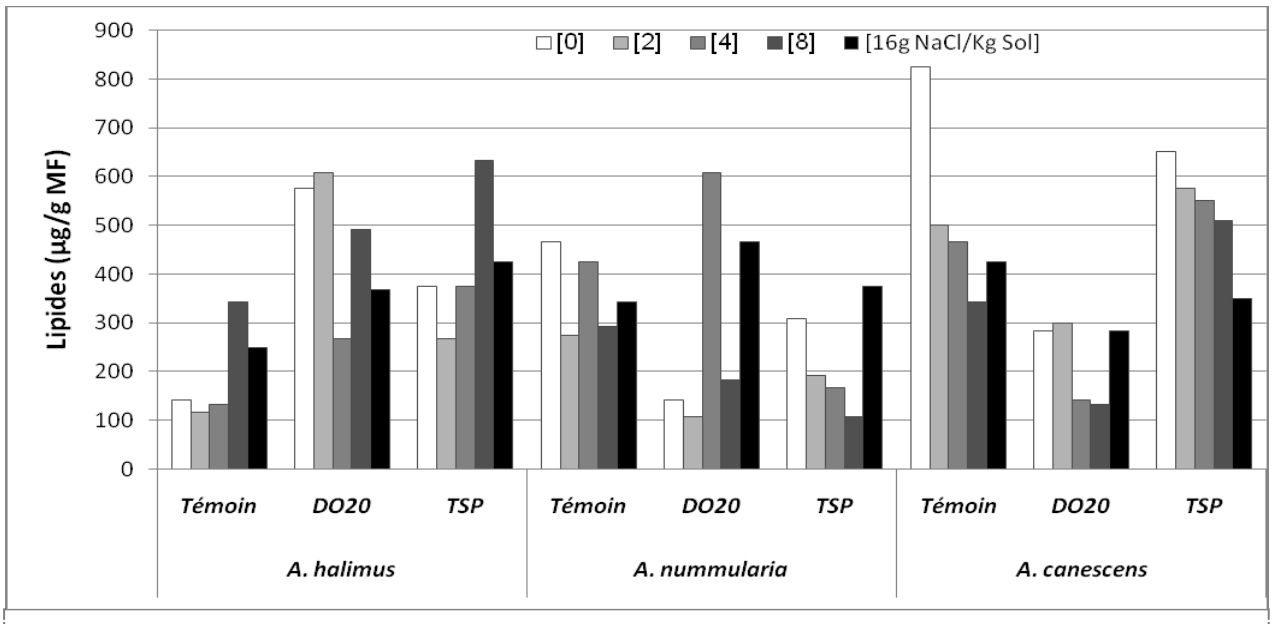


Figure 40. Variation de la teneur foliaire en **Lipides Totales** de trois espèces d'*Atriplex* en fonction de doses croissantes de NaCl et de différents fertilisants phosphatés.

L'analyse de la variance met en évidence une différence significative entre les 3 espèces étudiées (F= 9,07***) où le test d'égalité des moyennes nous permet de les discriminer en 2 groupes homogènes. Le 1er groupe contient l'espèce *A. canescens* dont la moyenne valle 422,22 et un 2ème groupe regroupant *A. halimus* et *A. nummularia* dont les moyennes sont de l'ordre de 353,61 et 297,22 respectivement.

Comme pour les protéines et à quelques exceptions, les résultats des teneurs foliaires en lipides montrent que, sous stress salin, l'espèce locale se distingue par sa tendance à accumuler les lipides et ce contrairement aux deux autres qui ont affiché une teneur lipidique en régression face à la contrainte salin. Ceci pourrait indiquer que l'espèce *A. halimus* est plus adaptée à la condition du stress salin, que les 2 autres, car elle arrive malgré cette contrainte à

préserver son statut lipidique, voire même elle l'implique dans le mécanisme de la tolérance, vue qu'elle accumule plus de lipide face aux doses croissantes de NaCl.

Toutefois, au-delà de la dose 8g NaCl le taux lipidique chute, marquant peut être un seuil de tolérance pareil à celui cité pour les protéines totales.

Chez les plantes des 2 autres espèces exotiques *A. nummularia* et surtout *A. canescens*, soumises au stress salin, et aussi au niveau des plantes d'*A. halimus* sous traitement salin 16g NaCl, on remarque que les taux de lipide baissent sensiblement. On suppose que cette dernière baisse est due, tout simplement, à la dégradation des lipides, dont les plus marquantes sont celles qui constituent les membranes cellulaires. D'après, Chinnusamy et Zhu (2005), l'accumulation toxique de Na^+ et de Cl^- au niveau du mésophile des feuilles affecte la croissance, le métabolisme et les structures lipidiques et protéiques des membranes plasmiques. Les membranes voient également leur composition lipidique modifiée en réponse à un stress de salinité (Mansour and Salama 2004). Selon, Wise et Naylor, (1987), ROS (Reactive Oxygen species) sont généralement issus de la dégradation de certains lipides membranaires. Il est aussi à noter que M'rah et al. (2007) ont enregistré, sous stress salin, un taux croissant de l'enzyme lipide peroxydase, impliqué dans la dégradation des lipides, chez l'espèce *Arabidopsis thaliana.*

Enfin, en ce qui concerne l'effet des phosphates sur les teneurs lipidiques, les plantes de l'espèce locale *A. halimus* et celles traités par le TSP chez *A. canescens,* parait être stimulées stimulées, vue qu'elles présentent des valeurs en dessous des témoins. D'après Lambert et al. (1979) et Bayenes (1967), le phosphore joue un rôle fondamental dans le déroulement du métabolisme des hydrate de carbone, des lipides et des protides. En effet, dans cet essai la matrice de corrélation a affiché une corrélation significative entre les lipides et les protéines (R = 0,221).

Il est aussi à noter que nous avons enregistré une corrélation significative et positive entre les lipides et le P du sol (0.173) qui appui cette dernière relation entre la fertilisation phosphatée et le statut lipidique.

Nous avons aussi obtenu ces corrélations significatives et positives qui on été révélées par l'analyse statistique des données, entre les lipides et le pH du sol (0,198) et les lipides et le K du sol (0,27).

3.5.2.6. Conclusion

Il est à conclure de cette partie physiologique traitant l'impact de la salinité et de la fertilisation phosphatée sur les osmolytes minérales et organiques du métabolisme, de 3 espèces d'*Atriplex*, ce qui suit:

- En ce qui concerne la partie minérale nous avons remarqué que, l'espèce locale est la plus chargée en P et est stimulée, avec l'espèce *A. canescens*, par la fertilisation phosphatée à base de TSP et DO_{20} où la teneur en P augmente avec l'augmentation de la salinité.
- L'élément Na se caractérise par une croissance fidèle liée avec celle des doses progressives de la salinité du milieu ainsi qu'avec sa conductivité électrique (CE). Dans ce contexte, l'espèce *A. halimus* affiche une teneur intermédiaire en Na.
- Le taux de potassium (K) est différemment affecté par l'élévation des doses de NaCl du sol où il augmentait en fonction des premières (faibles) et baissait avec les suivantes (fortes). Il est à indiquer qu'il est probable que le K et Na présentent des interactions l'un avec l'autre vue qu'ils ont enregistré une corrélation négative significative (-0.22), malgré qu'elle concerne le Na du sol et le K de la plante. Il est aussi à noter, qu'encore une fois, l'espèce locale s'est caractérisée par le tissu le plus riche en K dont le statut potassique a été largement amélioré par la fertilisation phosphatée. Cette dernière constations pourrait être le résultat direct d'une interaction synergique entre K et P.
- Cependant le volet métabolique concernant les osmolites organiques montre que l'espèce *A. halimus* est celle qui contienne le plus de chlorophylles; pigment qui a tendance à diminuer sous stress salin et à augmenter sous fertilisation phosphatée.
- Les glucides totaux et le proline qui sont des osmoticum réputées par leurs implications dans le mécanisme d'osmorégulation se sont marqué chacune par des teneures qui divergent en fonction de l'espèce. En effet et inversement au 2 autres espèces *A. halimus* accumule énormément de proline et très peu de SST. Ce ci nous a poussé à supposer l'existence d'une spécificité quand à l'osmolyte impliquée, dans le phénomène de résistance au stress salin.
- Une autre spécificité est aussi à supposer quand au statut protéique qui manifeste, en fonction des doses croissante de NaCl, des augmentations chez *A. halimus* et des réductions chez les 2 autres espèces. Toutefois, la fertilisation phosphatée améliore le contenu protéique foliaire, notamment hors situation de stress.
- Finalement, les lipides totaux se sont marquées aussi par les mêmes variations précitées, caractérisant les protéines face au stress salin notant que des teneurs intermédiaires lipidiques ont caractérisé l'espèce locale *A. halimus*. En fin, nous avons à signaler que les lipides sont fortement stimulés par l'apport des phosphates, surtout chez cette dernière espèce.

Conclusion générale

& Perspectives

Conclusion générale et perspectives

Il en découle de cette étude, concernant la réponse de 3 espèces d'*Atriplex* à deux facteurs externes dont le premier est stressant: la salinité et le deuxième est stimulant: les phosphate, ce qui suit:

- Premièrement, l'étude de discrimination génétique réalisée à l'échelle génomique (ADN) de 3 espèces étudiées montre que les génotypes de l'espèce locale, se séparent en 2 groupes distincts, l'un de l'autre, affichant ainsi une grande divergence intraspécifique entre eux, mais paradoxalement le cas du rapprochement le plus marquant a été localisé aussi entre les génotypes de l'un des 2 groupes précités (G3), au sein de cette même espèce. Les génotypes de ce dernier groupe ont montrés une convergence accrue avec ceux de l'espèce *A. canescens*. Contrairement, à ceux de l'espèce *A. nummularia* qui ont affiché une large divergence génétique les uns avec les autres. Toutefois, à l'échelle interspécifique, les génotypes de l'espèce locale, sont ceux qui ont pris une position intermédiaire, vis-à-vis de ceux de 2 autres espèces exotiques.

- Le premier constat de divergence intraspécifique, notamment au sein de l'espèce locale, explique plusieurs cas de variabilité marquant cette espèce, comme pour le cas de la large variabilité observée en phase de germination. Cependant, le positionnement génétique intermédiaire de cette même espèce, par rapport aux autres, va de paire avec quelque cas où elle prend cette même position comme pour certains paramètres physiologiques.

- Deuxièmement, l'étude de la germination des espèces étudiées d'*Atriplex*, sous stress salin, a montré que l'espèce locale est celle qui se marque par les semences les plus fertiles et les moins soufrant du stress salin. Cependant, les semences des autres espèces ont affiché un besoin à un traitement de la levée de la dormance.

- Les plantes étudiées ont présentées une anatomie typique des halophytes, marquée par des feuilles à épiderme adapté à la sécheresse. Sous stress salin, des signes d'adaptation histologiques ont apparus, tels que une lignification des régions périphériques des faisceaux conducteurs de la tige. Un rétrécissement des nervures et un épaissie ment de l'épiderme a marqué aussi l'espèce *A. halimus* et *A. canescens*. Toutefois, au niveau des feuilles de l'espèce A. canescens, le stress salin a provoqué un élargissement de son mésophile.

- Au niveau du sol des 3 espèces étudiées, la salinité n'a pas affiché d'effet notable sur le pH, mais, à la fois, elle a fait augmenter la CE ainsi que le taux du Na et du P et elle a abaissé le taux du potassium. De son coté, la fertilisation phosphatée a été derrière une diminution du pH du sol et a aussi permis au taux du phosphore, sodium et du potassium d'accroitre, sans avoir d'effet significatif sur la CE.

- Sur le plan physiologique, la salinité a stimulé une légère accumulation du P et du K, sous les faibles doses de NaCl, cependant, en situation de stress salin accru, les teneurs en K chutent sensiblement et les teneurs en Na augmentent significativement. Il aussi à ajouter, sous cette même situation, les teneurs en chlorophylles régressent ainsi que ceux de protéines et des lipides contenues dans les espèces exotiques. Toutefois, une réponse inverse c'est manifestée chez l'espèce locale quand aux 2 métabolites précitées.

- Il est aussi à signaliser que la fertilisation a amélioré les taux du P, K, chlorophylles, protéines ainsi que des lipides, dans les tissus des plantes étudiées.

- Finalement, il est à signaler que les espèces exotiques se sont caractérisées par des taux élevés en glucides et faibles en proline par rapport à l'espèce locale qui a affiché des teneurs intermédiaires en protéine, lipides et en sodium (Na) et des teneurs supérieurs en P, en K, en chlorophylles et en proline.

En outre, les résultats nous ont permis de dégager des interactions de type antagonistes entre le Na et le K et de type synergiques entre le K et le P. toutefois, le P et le Na se sont caractérisés par des interactions synergiques, à la fois, au niveau du sol et de la plante.

Ceci nous a aminé à supposer que quand le Na du sol augmente le P augmente aussi pour bloquer son transfère vers la plante. Alors, qu'au niveau de la plante le P augmente avec l'accumulation de Na pour le contrecarrer suite à une implication probable dans l'un des mécanismes de résistance au stress salin.

En guise de perspective, il serrait intéressant de rependre cette même étude, mais en impliquant plus de technologie pour bien cerner le sujet des interactions, notamment entre le phosphore et le sodium. Ainsi, l'utilisation de système de culture hydroponique serait plus efficace et permettra d'avoir des estimations instantanées sur les la qualité du milieu de culture. L'utilisation du marquage des éléments minéraux faciliterait le suivi de leur mobilité du sol vers la plante d'un coté et donnera une vision plus claire sur les interactions qui peuvent avoir lieu, d'un autre coté.

Bibliographie

Citée

1. Abbad, A. and Baaziz, M. 2001. Genetic diversity of natural populations of *Atriplex halimus* L. in Morocco: an isoenzyme-based overview. *Euphytica*; 121: 99-106.
2. Abbad, A. Cherkaoui, M. Wahid, N. El Hadrami, A. B. and Benchaabane, A. R. 2004. Variabilités phénotypique et génétique de trois populations naturelles d'*Atriplex halimus*. *C. R. Biologies*; 327: 371-380.
3. Abdelhamid S. and Küpfer P. 2004. Identification moléculaire des variétés de Châtaignier en Suisse. Revue Suisse *Vitic. Arboric. Hortic*.; 36(6):349-354.
4. Abdellaoui, R. bennacer, M et Hajji, M. 2001. Comportement physiologique de 2 espèces fourragères *Avena sativa* et *Lolium multiplorum* sous conditions d'hydromorphie. *Ann. De l'INRAT* ; 74 : 41-52.
5. Abdul, W. 2003. Physiological significance of morpho-Anatomical feature of halophytes with particular reference to cholistan flora. *International journal of agriculture & biology*; 5(2):207-212.
6. Abu-Zanet, M. and Samarah, M.W.N. 2006. Physical and chemical treatments for enhancing seed germination of Oldman saltbush (*Atriplex nummularia*). *African Journal of Range & Forage Science;*
7. Ajmal Khan, M., Irwin, A., Ungar, A. and Showalter, M. 2000. Effects of salinity on growth, water relations and ion accumulation of the subtropical perennial halophyte; *Atriplex griffithii* var. stocksii. *Annals of Botany*; 85 (2): 225-232.
8. Alberta environment 2001. Salt contamination assessment and remediation guidelines. ENV- 190-OP, www.gov.ab.ca/env/ (consulté: décembre 2004).
9. Al-Busaidi, A. S. and Cookson, P. 2003. Salinity-pH relationships in calcareous soil. *Agricultural and Marine Sciences*; 8(1): 41-46.
10. Allen R., 1995. Dissication of oxidative stress tolerance using transgenic plants. *Plant Physiol.;* 107: 1049-1054.
11. Aloui, T. Akaichi, F. et Zaidi, K. 2005. Application directe de la roche phosphatée de Gafsa à une culture de Fevrole. (*Vicia faba minor*) sur substrat basique. Ann. De l'INRAT ; 78 : 227-247.
12. Andueza, D. Muñoz, F. and Murray, I. 2000. The prediction of chemical composition and in vitro digestibility of samples of *Atriplex halimus* by *NIR spectroscopy. C. ;* 165-168.
13. Arnon, D. 1949. …..Plant Physiology; 24: 1- 15.
14. Aronson, J. 1985. Economic halophytes: a global review. *Plants for arid lands*; 12: 177 – 188.
15. Arvieu, J.C. 1998. Biodisponibilité du phosphore et du potassium dans le sol : concepts et facteurs. 16ème congrès mondial de science du sol, 20 – 26 Août, Montpellier.
16. Ashraf, M. Shahbaz, M. and Mc Neilly, T. 2005. Phylogenic relationship of salt tolerance in early Green revolution CIMMYT wheats. *Environmental and Experimental Botany;* 53: 173-184.
17. Azzaoui, A. El Allam, M. Sefrioui, N. Dafir, A. et Tikdirine, A. 1994. Fertilité du sol et fertilisation phosphatée au Maroc : Acquis et perspectives d'avenir. *Les cahiers de la recherche agronomique* ; 42 : 21-42.
18. Baeyens, J. 1967. Nutrition des plantes de culture : physiologie appliquée aux plantes agricoles. Ed. Nauwelaerts, Louvain. pp. 219 – 321, 274 - 286.

19. Baize D. 2000. Guide des analyses en pédologie. 2ème Ed. INRA, Paris.
20. Bajji, M. Kinet J. M. and Lutts, S. 1998. Salt stress effects on roots and leaves of *Atriplex halimus* L. and their corresponding callus cultures. *Plants Science*; 11 (137): 131 – 142.
21. Bajji, M., Kinet, J.M. and Lutts, S. 2002. Osmotic and ionic effects of NaCl on germination, early seedling growth and ion content of *Atriplex halimus.* (Chenopodiaceae). *Canadian J. Bot. ;* 80 :297-304.
22. Ballestros, E. Blumuval, E. Donaire, J.P. et Berlver, A. 1997. Na+/K+ antiport activity in tonoplast vesicles isoleted from sunflower roots induced by NaCl stress. *Plant Physiol. ;* 99: 328-334.
23. Barrow J. R. 1997. Natural asexual reproduction in fourwing saltbush *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. *Journal of Arid Environments*; 36: 267–270.
24. Batanouny, K. H. 1996. Ecophisiology of halophytes and their traditional use in the Arab word. In halophytes and biosaline agriculture. Edited by Redouane, C. A. Malcolm, C. V. and Hamed A. Marcel Dekker Inc., New York. pp. 73 – 91.
25. Belkheiri, O. 2008. Adaptabilité des espèces du genre *Atriplex* aux conditions de salinité et d'aridité. Thèse de Doctorat. Université Sassari. pp 28.
26. Belkhodja, M. et Bidai, Y. 2001. La réponse ecophysiologique de l'*Atriplex* aux hautes salinités au stade de la germination des graines. Séminaire national sur la problématique de l'agriculture des zones aride et de la conversion. 22-24 Janvier, Sidi Bel Abbes, Algérie. pp : 105-113.
27. Belkhodja, M. et Bidai, Y. 2004. Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse ;* 15 (4) : 331-335.
28. Belkhodja, M. et Bidai, Y. 2005. Analyse de la proline pour l'étude de la résistance d'une halophyte *Atriplex halimus* L. à la salinité…..
29. Ben Ahmed, H. 1995. Physiologie de la tolérance de l'*Atriplex halimus* L. au chlorure de sodium. Mémoire de D.E.A., Université de Tunis II. pp. 1 – 19.
30. Ben Fattoum, M. 2003. Evaluation de la tolérance au stress salin de certaines portes greffes de Citrus. Mémoire DEA, l'INAT, Tunis. 98p.
31. Bennacer, M. 1994. Contribution à l'évaluation du degré de résistance aux contraintes hydriques (sécheresse et excès d'eau) chez l'orge (Hordeum vulgar L.) et la fétuque (*Festuca arundinacea Schreb*). Thèse de Doctorat F.S.A. de Gembloux Belgique, 118p.
32. Bernstein, N. Silk, W. and Lachali, A. 1993. Growth and development of sorghum leaves under conditiond of NaCl stress spatial and temporal aspects of leaf growth inhibition. *Planta*; 191: 433-439.
33. Berthomieu, P. Conéjéro, G. Nublat, A. Brackenbury, 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. and Casse, F. 2003. Functional analysis of AtHKT1 in Arabidopsis shows that Na^+ recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *Embo. Journal ;* 22: 2004- 2014.
34. Bidai Y. 2001. Le métabolisme de la proline chez l'*Atriplex halimus* L. stressées à la salinité. Thèse de magister, université d'Oran (Algérie), 99 p.
35. Bigot J. et Binet P. 1979. Action de la salinité sur la croissance et l'activité Cx cellulase [=endo-β (1,4) glucanase] chez les feuilles d'*Atriplex littoralis* L. *Physiol. Vég.* 17 (2) :347-362.

36. Black, R. F. 1958. Effect of sodium chloride on leaf succulence and area of *Atriplex hastata* L. *Australian Journal of Botany;* 6(4) 306 - 321.
37. Blake, L et Johnston, E. 1999. La rétention et la libération du phosphore dans le sol. Ed. IMPHOS, n° : 8 et 9: 1 - 11.
38. Blanchet, R. 1960. Alimentation minérale des plantes : acide phosphorique. *Techniques agricoles* ; 6: 1 – 6.
39. Bliss, R.D. Platt-Alioa, A. and Thomson, W.W. 1986. The inhibitory effect of NaCl on barley germination. *Plant Cell. Environ*. 9: 727-733.
40. Bohnert, H.J. and Shen, B. 1999. Transformation and compatible solutes. *Scientia Horticulturae;* 78: 237-260.
41. Bois, G. 2005. Écophysiologie de semis de conifères ectomycorhizés en milieu salin et sodique. Thèse de doctorat, Université Laval. 190p.
42. Bonnier, G. et Douin R. 1994. La nouvelle flore en couleur. Volume 2. Edition Belin, Paris.
43. Borruel, N. Campos, C. M. Giannoni S. M. and Borghi C. E. 1998. Effect of herbivorous rodents (*cavies* and *tuco-tucos*) on a shrub community in the Monte Desert, Argentina. *Journal of Arid Environments*; 39 (1) : 33-37.
44. Botstein, D. White, L. Kolnick, M. and Davies, R. W. 1980. Construction of a genetic linkage map in man using restriction fragment length polymorphisms. *Am. J. Hum. Genet*.; 32: 314-331.
45. Botstein, D. White, L. Kolnick, M. and Davies, R.W. 1980. Construction of a genetic linkage map in man using restriction fragment length polymorphisms. *Am. J. Hum. Genet.* 32:314-331.
46. Boubaker, M. and Yahyaoui, A. 1991. Yield and yield components response of durum wheat (Triticum durum Desf.) genotypes to controlled saline conditions. *Revue de l'INAT*; 6 (1): 21-27.
47. Bouchnak, F. et Bounasri M. 2001. Effet du stress hydrique sur les parameters morphologiques, physiologiques et biochimiques de deux espèces d'*Atriplex.* Séminaire national sur la problématique de l'agriculture des zones aride et de la conversion. 22-24 Janvier, Sidi Bel Abbes, Algérie. pp : 235-245.
48. Bouda, S. Del Campo F.F. Haddioui, A. Baaziz, M. and Hernàndez, L.E. 2008. RAPD and ITS-based variability revealed in *Atriplex* species introduced to semi-arid zones of Morocco. *Scientia Horticulturae*; 118: 172–179.
49. Bouhumil, M. 2000. Germination requirements of intensive and non-intensive *Atriplex* species: a comparative study. *Flora*; 198: 45-54.
50. Boulain, J., 1995 (a). Quatre siècles de fertilisation (première partie). *Etude et Gestion des Sols* ; 2(3) : 201 – 208.
51. Boulain, J., 1995 (b). Quatre siècles de fertilisation (seconde partie). *Etude et Gestion des Sols* ; 2(4) : 219 – 226.
52. Bounaqba, S. 1998. Analyse des déterminants de la tolérance à NaCl chez le blé tendre, le triticale et l'orge. Utilisation de la fluorescence chlorophyllienne dans le diagnostic de l'état du photosystème II. Thèse de Doctorat, Université Tunis: 230 p.
53. Bouzid, S.M. and Papanastasis, V.P. 1996. Effects of seeding rate and fertilizer on establishment and growth of *Atriplex* halimus and *Medicago arborea*. *Journal of arid environments*; 33 (1) : 109-115.

54. Bradford, M. 1976. A Rapid and Sensitive Method for the Quantitation of Microgram Quantities of Protein Utilizing the Principle of Protein-Dye Binding. *Anal. Biochem.;* 72:248-254.

55. Brady, N.C. and Weil, R.R. 2002. The nature and properties of soils. 13th ed. Prentice Hall, Upper Saddle River, NJ, USA.

56. Bressan, R.A. Helson, D.E. Iraki, N.M. La rosa, P.C. Singh, N.K. Hasegwa, P.M. and Carpita, N.C. 1990. Reduced cell expansion and changes in cell walls of plant cell adapted to NaCl. In Kalterman, F. Ed. Environnement injury to plants. Academic press. New York. pp: 137-177.

57. Burleigh, S.H. et Harrison, M.J. 1999. The down-regulation of *Mtk*-Like genes by phosphate fertilisation occurs systemically and involve phosphate translocation to the shoots. *Plant physiology* ; 119 : 241 – 248.

58. Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement (CIRAD). 2004. Analyse des végétaux. Laboratoire d'analyse, Département PERSYST. 7p.

59. Chalbi, N. Bezzaouia, M.A. et El Gazzah M. 1997. Résultats préliminaires sur le polymorphisme morphogénétique et la répartition des populations naturelles de l'espèce *Atriplex halimus* en Tunisie. In Étude 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. Paris: Rapport annuel du projet STD3 no TS 3 CT 940264.

60. Chapuis-Lardy, L. et Brossard, M. 1998. Réserve et stabilité biochimique du phosphore organique de sols ferrallitiques (Cenados, Brésil). 16ème congrès mondial de science du sol, 20 – 26 Août, Montpellier.

61. Chartzoulakis, K. and Klapaki, G. 2000. Response of two green house pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. *Sci. Hortic.*; 86: 247-260.

62. Chaussod, R. Nicolardot, B. et Gatroux, G. 1986. Mesure en routine de la biomasse microbienne des sols par la méthode de fumigation au chloroforme. *Sci. Soil;* 2 :201-211.

63. Cheeseman J.M. 1988. Mechanisms of salinity tolerance in plants. *Plant Physiology*; 87: 547-550.

64. Chen, C.T. Li, C.C. and Kao, C.H., 1991. Senescence of rice leaves. Changes of chlorophyll, protein, and polyamine contents and ethylene production during senescence of a chlorophyll deficient mutant. *Plant Growth Reg.*; 10: 201–205.

65. Chien, S.H. 1998. Evaluation of Gafsa (Tunisia) and Djebel Onk (Algeria) phosphate rocks and soil testing of phosphate rock for direct application. In Johnston, A.E. and Syers, J.K (Edt.). Nutrient management for substainable crop production in Asia. Proceeding of international conference held in Bali, Indonesia, 9-12 December 1996. Ed. University press, Cambridge. Pp: 175–185.

66. Chinnusamy, V. et Zhu, J.K. 2005. Plant responses to abiotic stress. *Plant salt tolerance ;* 31: 244-270.

67. Choukr Allah, R. Malcom, C.V. and Hamdy, A. 1997. Halophytes and Biosaline Agriculture. Ed. Marcel Dekker, New York. 400 p.

68. Choukr-Allah, R. 1996. The potential oh halophytes in the development and rehabilitation of the arid and semi-arid zone. In Redouane, C.A., Malcolm,

C. V. and Hamed, A. Halophytes and biosaline agriculture. Ed. Marcel Dekker Inc. New York. pp. 1-10.

69. Chrispeels, C. and Maurel, M.J. 2001. Aquaporins. A molecular entry into plant water relations. *Plant physiology;* 125: 135-138.

70. Churchman, G.J. Skjemstad, J.O. et Oades, J.M. 1993. Influence of clay minerals and organic matter on effects of sodicity on soils. *Australian Journal of Soil Research* ; 31:779-800.

71. Collins, A.R. 2001. Carotenoids and genomic stability. *Mutation Research*; 475: 21-28.

72. Côme, D. 1970. Les obstacles à la germination. Ed. Masson et Cie, Paris. 162p.

73. Corrreal, E. Walker, D.J. and de Hoyos A. 2008. Seed production in *Atriplex halimus:* Effect of ploïdy on seed size, germination capacity and initial plant vigour. *Options Méditerranéennes;* 79:427-430.

74. Cramer, G.R. 2003. Differential effects of salinity on leaf elongation kinetics of three grass species. *Plant and Soil;* 253: 233-244.

75. D'Amico, M.L. Navari-Izzo, F. Sgherri, C. and Izzo, R. 2004. The role of lipolic acid in the regulation of redox status of wheat irrigated with 20% sea water. *Plant Physiology and Biochemistry*; 42: 329-334.

76. Daoud, Y. 1987. Aperçu sur la pratique actuelle de la fertilisation en Algérie. Séminaire national, Chelef (Algérie), 27 – 28 décembre 1987. pp. 1-11.

77. Davenport, R.J. et Tester, M. 2005. A weakly voltage-dependent, nonselective cation channel mediates toxic sodium influx in wheat. *Plant Physiology* ; 122: 823–834.

78. Debez, A. Chaibi, W. et Bouzid S. 2001. Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. *Cahiers Agricultures*, 10(2) :135-138.

79. Deborah, D. F. Jochen Schenk, H. Jennifer, A. T. and Wayne, R. F. 1997. Leaf anatomy and subgeneric affiliations of C_3 and C_4 species of *Sueada* (Chenopodiaceae) in North America. *American Journal of Botany*; 84 (9): 1198-1210.

80. Dellal, A. et Robert, M. 1995. Fonction microbiologique et physiologique en condition saline : cas de l'Azote dans le système sol-plante. Colloque n°77. Ed. INRA. Paris. pp 327-337.

81. Demiral, T. et Turkan, I. 2005. Exogenous glycinebetaine affects growth and proline accumulation and retards senescence in two rice cultivars under NaCl stress. *Environmental and Experimental Botany;* 14: 151-156.

82. Demolon, A. et Marquis, A. 1961. Le phosphore et la vie. Ed. P.V.F. Paris. pp. 1-5.

83. Dev, G. 1998. Use of phosphate rock in food grain production under irrigated and rainfed conditions in India. In Johnston, A.E. and Syers, J.K (Edt.). Nutrient management for substainable crop production in Asia. Proceeding of international conference held in Bali, Indonesia, 9-12 December 1996. Ed. University press, Cambridge. pp: 149- 158.

84.

85. Djadjaglo D. et Richter C. 2008. Efficacité de prélèvement du phosphore par les plantes Sorghum bicolor (L.) Moench et Phaseolus vulgaris L. *Agrosolution* ; 19(2) :45-50.

86. Djebaili, S. 1984. Steppe Algérienne : phytosociologie et écologie. Ed. OPU, Alger, 177p.

87. Douvaux, A. Nadhir, M. et Boukhamen J. 1982. Le phosphore. Ed. Société Agricole de Service au Mroc. 111p.

88. Dreier, W. and Goring, M. 1974. Der einfluss hoher Salzkonzentrationen auf Verschiedene physiologische parameter Von Maiswurzeln. *Naturwiss;* 23:641-644.

89. Dubois, M., Gilles, K.A. Hamilton, J.K. Rebers, P.A. and Smith, F. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analyt. Chem.;* 28:350–356.

90. Dubus, I. 1997. La rétention du phosphore dans les sols : principe d'étude, modélisation, mécanisme et compartiments du sol impliqué. Centre ORSTOM de Nouméa, Nouvelle Calédonie, Rapport novembre. 76p.

91. Dutuit, P. Pourrat, Y. et Dodeman, V. L. 1991. Stratégie d'implantation d'un système d'espèces adaptées aux conditions d'aridité du pourtour méditerranéen. In L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Ed. John Libbey Eurotext. Paris.

92. Edward, G., Rene, T. Seiichi, M. Kevin, F. and John, B. 1998. Water use, productivity and forage quality of the halophyte *Atriplex nummularia* grown on saline waste water in a desert environment. *Journal of Arid Environments*; 38 (1): 45-62.

93. Edward, P. Glenn A. J. and Brown, J. 1998. Effect of soil salt levels on the growth and water use efficiency of *Atriplex canescens* (Chenopodiaceae) varieties in drying soil. *American Journal of Botany*; 85 (1): 10–16.

94. Erwin, E. NIeuwenhuyse V. and hon R.J. 1995. Phosphorus-Chlorophyll relationship in temperate streams and its variation with stream catchment area. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 53 : 99–105.

95. Essafi . 2007. Effets du stress hydrique sur la valeur nutritive d'*Atriplex halimus* L. *Sécheresse* ; 18 (2):123-8.

96. Essington, M.E. 2004. Soil and water chemistry, an integrative approach. Ed. CRC Press, USA.

97. FAO, IFA, IMPHOS. 2003. Les engrais et leurs applications, Précis à l'usage des agents de vulgarization agricole. 4ème Ed. FAO, IFA, IMPHOS. Rabat ; 75p.

98. FAO. 1997. Premier enseignement des arboretums forestiers en Tunisie. FAO. Rapport technique 5. SF/TUN11.

99. FAO. Foresterie en zones arides - Guide à l'intention des techniciens de terrain. Archive de documents de la FAO. http://www.FAO.org/

100. FAO. www.fao.org/ag/agl/agll/spush/ (consulté : juillet 2008).

101. Fardeau J.C. et Conesa, A. P. 1994. Le phosphore. In Bonneau et Souchier, Pédologie. Vol 2. Constituants et propriétés du sol. Ed. Masson. pp : 557 – 568.

102. Fardeau, J.C. 1993. Le phosphore assimilable des sols: Sa représentation par un modèle fonctionnel à plusieurs compartiments. *Agronomie* ; 13: 317-33.

103. Fardeau, J.C. et Colomb, B. 2001. Fertilisations phosphatée et potassique raisonnées: Quels défis face aux besoins des filières et aux enjeux territoriaux. In: Thervent, G. et Joubert, A. Ed. Les nouveaux défis de la fertilisation raisonnée. 5èmes rencontre de la fertilisation raisonnée et de l'analyse de terre, pp. 83 – 97.

104. Flowers, T. Troke, P. and Yeo, A. 1977. The mechanism of salt tolerance in halophyte. *Plant physiol.;* 28: 89-121.

105. Flowers, T.J. Flowers, S.A. Hijibagheri, M.A. Yeo, A.R. 1990. Salt tolerance in the halophytic wild rice, porteresia coarctata Tateoka. *New Phytol.*; 114: 675-684.

106. Fotyma, M. Hammond, L. and Kesik, K. 1996. Suitability of north carolina naturan phosphate polish agriculture. In Rodriguez-Barrueco, C. Fertilizers and environment. Ed. Kluwer Academic Publishers, Netherlands.pp :151–154.

107. Fox, R.L. 1982. Some highly weathered soils of Puerto Rico. 3. Chemical properties. *Geoderma*; 27: 139–176.

108. Franclet, A. et Le Houérou, H. N. 1971. Les *Atriplex* en Afrique du nord. Edition FAO. Rome. 271p.

109. Freitas, H. et Breckle, S. W. 1993. Accumulation of nitrate in bladder hairs of *Atriplex* L. *Plant Physiol. Biochem.;* 31 (6):887-892.

110. Frossard, E. 1996. Le rôle de la fertilité du sol dans l'agriculture durable. *Revue Suisse agric.* ; 28 (4) : 193-197.

111. Frossard, E. Brossard, M. Hedley, M.J. and Metherell, A. 1995. Reaction controlling the cycling of P in soils. Ed. SCOPE. pp. 107-110.

112. Frossard, E. Condron, L.M. Oberson, A. Sinaj, S. and Fardeau, J.C. 2000. Processes governing phosphorus availability in temperate soils. *J. environ. Qual.* 29: 15-23.

113. Frossard, E., L. M. Condron, A. Oberson, S. Sinaj and J. C. Fardeau. 2000. Processes governing phosphorus availability in temperate soils. J. Environ. Qual. 29: 15-23.

114. Gardner W.K. 2004. Changes in soils irrigated with saline roundwater containing excess bicarbonate. *Australian Journal of Soil Research ;* 42: 825-831.

115. Gerhard, R. 1993. Métabolisme des végétaux : Physiologie et biochimie. Presses polytechniques et universitaires, Romand, Suisse. pp. 38-42.

116. Giroux, M. Cantin, J. M. Rivest, M. and Tremblay G. 2002. L'évolution des teneurs en phosphore dans les sols selon leur fertilité, leur richesse en phosphore et les types de sol. Colloque sur le phosphore: une gestion éclairée. Drummonville, 6 Novembre 2002.

117. Goldsworthy, G.J. Mordue, W. and Guthkelch, J. 1972. Studies on insect adipokinetic hormones. *Gen. Comp. Endocrine;* 18: 545-551.

118. Gossett, D.R. Millhollon, E.P. and Lucas, M.C. 1994 (a). Antioxidant responses to NaCl stress in salt-tolerant and sat-sensitive cultivars of cotton. *Crop science;* 34: 706- 714.

119. Gossett, D.R. Millhollon, E.P. and Lucas, M.C., 1994 (a). Antioxidant responses to NaCl stress in salt-tolerant and sat-sensitive cultivars of cotton. *Crop Science;* 34: 706- 714.

120. Gossett, D.R. Millhollon, E.P. Lucas, M.C. and Banks, S.W. 1994 (b). The effect of NaCl on antioxidant enzyme activities in callus tissue of salt-tolerant and sat-sensitive cultivars of cotton. *Crop science;* 34: 706- 714.

121. Gossett, D.R., Millhollon, E.P. et Lucas, M.C et Banks, S.W., 1994 (b). The effect of NaCl on antioxidant enzyme activities in callus tissue of salt-tolerant and sat-sensitive cultivars of cotton. *Crop Science;* 34: 706- 714.

122. Haddioui, A. and Baaziz, M. 2006. Effect of salinity on seed germination and early growth of five natural populations of *Atriplex halimus* L. in Morocco. *Physiol. Mol. Biol. Plants*; 12: 247-251.

123. Haddioui, A. et Baaziz, M. 2001. Genetic diversity of natural populations of *Atriplex halimus* L. in Morocco: an isoenzyme-based overview. *Euphytica;* 121: 99-106.

124. Hamdy, A. 1996. Saline irrigation : Assessment and management techniques. In halophytes and biosaline agriculture. Edited by Redouane, C. A., Malcolm, C. V. and Hamed A. Marcel Dekker Inc., New York. pp. 147-181.

125. Hamza, M. 1977. Action de différents régimes d'apport de chlorure de sodium sur la physiologie de deux légumineuses: Phaseolus vulgaris (sensible) et Hedysarum carnosum (tolérante). Relations hydriques et relations ioniques. Thèse Doctorat D'état. Université Paris VII. 252 p.

126. Hamza, M. 1980. Réponse des végétaux à la salinité. *Physiol. Vég.*; 18(1): 69-81.

127. Hasegawa P.M. Bressan R.A. Zhu J.-K. and Bohnert H.J. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Biology and Molecular Biology*; 51:463-499.

128. Heller, R. 1981. Physiologie végétale : Tome 1 : Nutrition. 2ème Ed. Masson. pp. 66-77.

129. Hernandez, J.A. Del Rio, L.A. and Sevilla, F. 1994. Salt stress induced changes in superoxide dismutase isozymes in leaves and mesophyll protoplasts from Vigna unguiculata (L.) walp. *New Phytol.;* 126: 37-44.

130. Hernandez, S. Deleu, Carole et Larher F. 2000. Accumulation de proline dans les tissus foliaire de tomate en réponse à la salinité. *C.R. Biologie* ; 323 : 551-557.

131. Holford, I. 1997. Soil phosphorus: its measurment, and its uptake by plants. *Aust. J. Soil. Res.;* 35: 227-239.

132. Holfrod, I. 1989. Phosphate behaviour in soils. *Agricultural Sciences*; 2 (5): 15-21.

133. Hopkins, W.G. 2003. Physiologie végétale. Ed. De Boeck. pp : 464-467.

134. Horie, T. and Schroeder, J.I. 2004. Sodium transporters in plants. Diverse genes and physiological functions. *Plant Physiology;* 136: 2457-2462.

135. Houmani M. Évolution des terres de parcours et bilan fourrager dans les zones arides algériennes. In Actualité scientifique, Biotechnologies, amélioration des plantes et sécurité alimentaire. Ed. Universités francophones, Paris.

136. Hué, N.V. 1995. Sewage sludge. In: Rechcigl, J.E. Soil Amendments and Environmental Quality. Ed. Lewis Publishers, Boca Raton, pp. 199 – 247.

137. Hurkman, W.J. and Tanaka, C.K., 1996. Effect of salt stress on germination gene expression in barley roots. *Plant Physiol.*; 110: 971-977.

138. IFA 1998. The fertilizer industry-world food supplies and the Environment. Ed. IFA, UNEP, 65p.
139. IFA 2000. Mineral fertilizer use and the environment. Ed. IFA, UNEP, pp. 25-27.
140. ISMA. 1980. Guide sur la fertilisation phosphatée. Ed. J. Duculot, Gembloux, 60p.
141. Itai, C. 1999. Role of phytohormones in plant responses to stresses. In: Lerner H.R. (ed). Plant response to environmental stresses, from phytohormones to genome reorganization. Marcel Dekker Inc., Basel, NY, USA, pp 287-301.
142. Jennings, D.H. 1968. Halophytes, succulence and sodium in plants. A: unified theory. *New Phytol*. ; 67:899-911.
143. Johnson, A. E. 2000. Soil and plant phosphate. Ed. International Fertilizer Industry Association. 46p.
144. Joner, E.J. Ravnskov, S. and Jakobsen, I. 2000. arbuscular mycorrhizal phosphate transport under monoaxenic conditions. *Biotechnology Letters*; 22, 1705 – 1708.
145. Jones, M. Osmond, C.B. and Turner, N.C. 1989. Accumulation of solutes in leaves of sorghum and sunflower in response to water deficits. *Plant Physiol*.; 7: 193-205.
146. Kadri, K. Snoussi, H. Bennaceur, M. et Ben Abdallah, A. Application de marqueurs moléculaires pour l'analyse de la diversité génétique chez l'amandier (*Prunus Dulcis* Mill.). *Cahier Agriculture* ; 15(2):195-202.
147. Kalaji, M.H. Pietkiewicz, S. 1993. Salinity effects on plant growth and other physiological process. *Acta Plant Physiol.;* 15: 89-124.
148. Kalaji, M.H. Pietkiewicz, S., 1993. Salinity effects on plant growth and other physiological process. *Acta Plant Physiol*. ; 15: 89-124.
149. Kaocheki A. The use of halophytes of forage production and combating desertification in Iran. In halophytes and biosaline agriculture. Edited by Redouane, C.A. Malcolm, C. V. and Hamed A. Marcel Dekker Inc., New York. p. 263-275.
150. Kaocheki, A. 1996. The use of halophytes of forage production and combating desertification in Iran. In Redouane, C.A., Malcolm, C. V. and Hamed, A. Halophytes and biosaline agriculture. Ed. Marcel Dekker Inc. New York. pp. 263-275.
151. Karanja, N.K. Mwendwa, K.A. Zapata, F. 1999. Growth response of *Grevillea robusta* A. Cunn. Seedlings to phosphorus fertilization in acid soils from Kenya. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*. 1: 57–64.
152. Katembe, W.J. Ungar, I.A. and Mitchell, J.P. 1998. Effect of salinity on germination and seedling growth of two *Atriplex* species (Chenopodiaceae). *Annals of Botany*; 82: 165-75.
153. Katembe, W.J. Ungar, I.A. and Mitchell, J.P. 1998. Effect of salinity on germination and seedling growth of two *Atriplex* species (Chenopodiacées). *Ann. Bot*. ; 82: 165-75.
154. Kawano, T. Kawano, N. Muto, S. and Lapeyrie, F. 2001. Cation-Induced superoxide generation in tobacco cell suspension culture is dependent on ion valence. *Plant Cell and Environment*; 24: 1235–1241.

155. Kawano, T. Kawano, N. Muto, S. and Lapeyrie, F. 2002. Retardation and inhibition of the cation-induced superoxide generation in BY-2 tobacco cell suspension culture by Zn^{2+} and Mn^{2+}. *Physiologia Plantarum*; 114: 395-404.

156. Kayaa, C. Kirnakb, H. and Higgsc, D. 2001. Effects of supplementary potassium and phosphorus on physiological development and mineral nutrition of cucumber and pepper cultivars grown at high salinity. *Journal of Plant Nutrition;* 24(9): 1457–1471.

157. Keren, R. 2000. Salinity. In: Sumner M.E. (Ed). Handbook of Soil Science. CRC Press, NY, USA, pp G3-G25.

158. Kerkeni, A. Hannachi, C. 2006. Réponse physiologique de deux types d'explants de deux variétés De pomme de terre (Slanum tuberosum L.) cultivées en présence de NaCl. *Ann. de l'INRAT ;* 79 : 27-43.

159. 509.

160. Kinet, J.M., Benrebiha, F., Bouzid, S., Laihacar, S. and Dutuit, P. 1998. Le réseau *Atriplex* : Allier biotechnologies et écologie pour une sécurité alimentaire accrue en régions arides et semi-arides. *Cahier d'agriculture*; 7 : 505-509.

161. Klay, I. 2003. Intégration de la culture in vitro et in situ dans l'étude de la tolérance à la salinité chez le blé dur et le blé tendre- identification de nouvelles sources de tolérance chez l'Aegilops. D.E.A. 147p.

162. Klose, A. 2007. Salinité du sol – Etude de cas de Ouled Yaoub. *IMPETUS Atlas du Maroc*; 15 : 37-38.

163. Kohl, K.I. 1997. The effect of NaCl on growth, dry matter allocation and ion uptake in salt marsh and inland population of Armeria maritima. *New Phytologist;* 135: 213-225.

164. Kucey, R., Janzen, M.N. and Legget, H.H. 1989. Microbially mediated increases in plantavailable phosphorus. *Advances in Agronomy*; 42: 199 - 228.

165. L'huilier, L. Dupont, S. Dubus, I. Becquer, T. Bourdon, E. Laubeaux, P. et Bonzon, B. 1998. Carence et fixation du phosphore dans les sols ferrallitiques ferritiques de nouvelle-Calédonie. Actes du 16ème congrès international de science du sol, 20 – 26 Août 1998, Montpellier.

166. Lachiheb, K. Neffati, M. et Zid, E. 2004. Aptitudes germinatives de certaines graminées halophytes spontanées de la Tunisie méridionale. *Options Méditerranéennes*, 62 :89-93.

167. Lafon, J. P. Tharaud-Prayer, C. et Levy, G. 1996. Biologie des plantes cultivées. Ed. Lavoisier Tec & Doc, Paris.233p.

168. Lambert, J. Delhaye, J.P. et Tousaint, B. 1979. Phosphore et agriculture : l'importance du phosphore dans une fertilisation équilibrée. Actes du symposium de l'ISMA, 13-14 mars, Casablanca, Maroc. pp: 7-16.

169. Le Houérou H.N. 1986. Salt tolerant plants of economic value in Mediterranean basin. *Reclamation and Revegetation Research;* 319-341.

170. Le Houérou, H. N. 1989. Grazing lands of Mediterranean basin. *Journal of arid environments* ; 5 (1) : 321-334.

171. Le Houérou, H. N. 1992. The role of saltbushes (*Atriplex* spp.) in arid land rehabilitation in the Mediterranean basin: a review. *Agroforestry systems*; 18: 107-148.

172. Le Houérou, H.N. 1995. Bioclimatologie et biogéographie des steppes arides du Nord de l'Afrique: diversité biologique, développement durable et désertisation. Ed. *Options Méditerranéennes*, Série B. Montpellier, p. 396.

173. Le Houérou, H.N. 2000. Utilization of fodder trees and shrubs in the arid and semi arid zones of west Asia and North Africa. *Arid Soil Research and Rehabilitation*; 14: 101-135.

174. Lee, R.B. and Ractcliffe, R.G. 1983. Phosphorus nutrition and intracellular distribution of inorganic phosphate in pea root tips: a quantitative study using ^{31}P-NMR. J. Exp.Bot. 34:1222-1224.

175. Legros, J.P. 2007. Les grands sols du monde. Ed. Presse polytechniques et universitaires Romandes. pp. 509-545.

176. Levigneron, A. Lopez, F. Vansuyt, G. Berthomieu, P. Fourcroy, P. et Casse-Delbart, F. 1995. Les plantes face au stress salin. *Cahier Agricultures;* 4(4) : 263-273.

177. Levitt, J. 1980. Response of plants to environmental stresses. Volume II. Water, radiation, salt and other stresses. 2nd Ed. Academic Press, London.

178. Levy, G.J. 2000. Sodicity. In: Sumner M.E. Ed. Handbook of Soil Science. CRC Press, NY, USA, pp G27-G62.

179. Li, X.L., Georg, E. and Marschner, H. 1991. Phosphorus depletion and pH decrease at the root soil and hyphae-soil interfaces of VA mycorrhizal white clover fertilized with ammonium. *New Phytologist*; 119: 397 – 404.

180. Lindsay, W.L. 1979. Chemical Equilibria in Soils. Ed. John Wiley and Sons, New York.

181. Lopez-Perez, L. Fernandez-Garcia, N. Olmos, E. and Carvajal, M. (2007). The phi thickening in roots of Broccoli plants: An acclimation mechanism to salinity? *Int. J. Plant Sci*. 168 (8):1141-1149.

182. Mâalem, S. 2002. Etude Eco-physiologique de 3 espèces halophytes du genre *Atriplex* (*A. halimus, A. canescens, A. nummularia*) soumises à la fertilisation phosphatée. Mémoire de Magister, Université d'Annaba. 79p.

183. Mâalem, S. and Rahmoune, C. Toxicity of the Salt and Pericarp Inhibition on the Germination of Some *Atriplex* Species. *American-Eurasian Journal of Toxicologic Sciences;* 1 (2): 43-49.

184. Mandak, B. and Pysek, P. 2001. Fruit dispersal and seed banks in *Atriplex sgittata*: the role of heterocarpy. *Journal of Ecology* (Oxford), 89(2):159-165.

185. Mansour, M. 1996. Étude comparative de l'effet de chlorure de sodium sur trios variétés de blé tendre. Mémoire de fin d'études. 87p.

186. Mansour, M.M.F. and Salama K.H.A. 2004. Cellular basis of salinity tolerance in plants. *Environmental and Experimental Botany;* 52: 113-122.

187. Marius-Nicusor, G. and Constantin, T. 2007. Histo-Anatomical strategies of *Chenopodiaceae* halophytes: Adaptive, Ecological and Evolutionary Implications. *WSEAS Transactions on Biology and Biomedicine*; 12(4):204-218.

188. Marschner, H. 1995. Mineral nutrition of higher plants. 2nd ed. Academic Press. London. 889.

189. Mascher, R. Nagy, E. Lippmann, B. Hörnlein, S. Fisher, S. Scheiding, W. Neagoe, A. and Bergmann, H. 2005. Improvment of tolerance to parquat and drought in barley (Hordeum vulgare L.) by exogenous 2-aminoethanol: effects on superoxide dismutase activity and chloroplast ultrastructure. *Plant science* ; 168: 691-698.

190. Mathieu, C. Pieltain, F. 2003. Analyse chimique des sols : Méthodes choisies. Lavoisier Ed. Paris. 386p.

191. Meloni, D.A. Oliva, M.A. Martinez, C.A. et Cambraia, J. 2003. Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. *Environmental and experimental Botany;* 49: 69-76.

192. Menendez, M. Herrera, J. and Comin F.A. 2002. Effet of Nitrogen and Phosphorus supply on growth, Chlorophyll content and tissue composition of the Macroalga Chaetomorpha linum (O.F. Müll.) Kütz in a Mediterranean coasial lagoon. Sci. Mar. 66(4) : 355–364.

193. Mengel, K. and Kirby, E. A. 2001. Chapter 9 Phosphorus. In Principles of plant nutrition. 5th edition. Ed. Kluwer Academic Publishers. Netherland. pp: 453:479.

194. Mesbah, A. 1998. Étude de l'hétérogénéité de la croissance de l'*Atriplex halimus* L. et de sa résistance aux métaux lourds (Sb, Pb et Cu). Mémoire d'ingénieur d'état en pathologie des écosystèmes, Université de Constantine. Algérie 75p.

195. Michael, K. et Allan, D. A. 1993. Energetics of Lactation and Growth in the Fat Sand Rat (*Psammomys obesus)* : New Perspectives of Resource Partitioning and the Effect of Litter Size. *Journal of Theoretical Biology*; 162 (3) : 353-369.

196. Millter, R. 2002. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends in *plant science*; 7 (9): 1360-1385.

197. Miyamoto S. Glenn E.P. and Olsen M.W. 1996. Growth, water use and salt uptake of four halophytes irrigated with highly saline water. *Journal of Arid Environments;* 32: 141–159.

198. Moorby, H. White, R. E. and Nye, P. H. 1988. The influence of phosphate nutrition on H ion efflux from the roots of young rape plants. *Plant and Soil*; 105:247-256.

199. Morel, C. Tunney H. Plenet, D. and Pellerin, S. 2000. Transfer of phosphate ion setween soil and solution: perspective in soil testing. *J. Environ. Qual*.; 29 : 50-59.

200. Mozafar A. and Goodin, G.R. 1970. Vesiculated hairs: a mechanism for stat tolerance in *Atriplex halimus* L. *Plant Physio*. 45: 62-65.

201. M'rah, S. Ouerghi, Z. Eymery, F. Rey, P. Hajji, M. Grignon, C. and Lachaâl, M. 2007. Efficiency of biochemical protection against toxic effects of accumulated salt differentiates *Thellungiella halophila* from *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Plant Physiology*; 164: 375—384.

202. M'rah, S. Ouerghi, Z. Berthomieu, C. Havaux, M. Jungas, C. Hajji, M. Grignon, C. and Lachaâl, M. 2006. Effects of NaCl on the growth, ion accumulation and photosynthetic parameters of *Thellungiella halophila*. *Journal of Plant Physiology*; 163: 1022—1031.

203. Muhaidat, R. Sage R. F. and Dengler, N. G. 2007. Diversity of Kranz anatomy and biochemistry in C_4 eudicots. *American Journal of Botany*; 94 (3): 362-381.

204. Mulas, M. Mulas, G. 2004. Potentialités d'utilisation stratégique des plantes des genres *Atriplex* et *Opuntia* dans la lutte contre la désertification.

Rapport d'activité du groupe de recherche sur la désertification, université Sassari. pp 61.

205. Munns R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell and Environment;* 25: 239-250.

206. Munns, R. 1993. Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. *Plant, Cell and Environment;* 16: 15-24.

207. Munns, R. Husain, S. Rivelli, A.R. James, R.A. Condon, A.G. Lindsay, M.P. Lagudah, E.S. Schachtman, D.P. Hare, R.A. 2002. Avenues for increasing salt tolerance of crops, and the role of physiologically based selection traits. *Plant and Soil* ; 247: 93-105.

208. Nafzaoui, A. 1991. Place et rôle des arbustes fourragers dans les parcours des zones arides et semi-arides de la Tunisie. *Options méditerranéennes ;* 119-125.

209. Naidu, R. et Rengasamy, P. 1993. Ion interactions and constraints to plant nutrition in Australian sodic soils. *Australian Journal of Soil Research* 31: 801-819.

210. Niu, D.K. Wang M.G. and Wang, Y.F. 1997. Plant cellular osmotica. *Acta Biotheoretica;* 45:161-169.

211. Niu, X. Bressan, R.A. Hasegawa, P.M. and Pardo, J.M. 1995. Ion homeostasis in NaCl stress environments. *Plant Physiology;* 109: 735-742.

212. Nordberg, J. and Arner, E.S.J. 2001. Reactive oxygen species, antioxidants, and mammalian thioredoxin system. *Free Radical Biology*; 31: 1287-1312.

213. Norihiro, M. Satorn, O. Yuniko, S. Shigeru, S. Tomohiko, K. Satoshi H. and Daisuke, S. 1994. Over expression of an *arabidopsis thaliana* high-affinity phosphate transporter gene in tabaco cultured cells enhances cell growth.

214. Olsen, S.R. 1954. Estimation of available phosphorous in soils by extraction with sodium bicarbonate. *Cir. U.S. Dep. Agr.* ; 939 : 1-19.

215. Orcutt, D.M. and Nilsen, E.T. 2000. Physiology of plants under stress. Ed. John Wiley & Sons Inc., New York.

216. Orphanos, P.I. 1995. Future direction of phosphate fertilization in the Mediterranean Area. In: Accomplishments and future challenges in dry land soil fertility research in the Mediterranean Area. Ed. John Ryan, ICARDA. pp: 147-153.

217. Ortiz-Dorda J. Martinez-Mora, C. Correal, E. Simon, B. and Cenis, L. 2005. Genetic structure of *Atriplex halimus* populations in the Mediterranean basin. *Annals of Botany*; 95: 827-834.

218. Ortiz-Dorda, J. Martinez-Mora, C. Correal, E. Simon, B. and Cenis, L. 2005. Genetic structure of *Atriplex halimus* populations in the Mediterranean basin. *Annals of Botany*; 95: 827-834.

219. Osmond, C.B. Bjorhman, O. et Anderson, D.J. 1980. Physiological processes in plant ecology- toward a synthesis with *Atriplex*. Ed. Springer, Berlin; 463p.

220. Osmond, C.B., Bjorkman, O. Anderson, D. J. 1980. Physiological processes in plant ecology: towards a synthesis with *Atriplex*. Ed. Springer-Verlag, Berlin.

221. Ouertatani, S. et Gharbi, A. 2006. Impact de la chaux et de la fertilisation phosph-potassique sur la composition minérale et le rendement du trèfle souterrain (*trifolium subterranean*). Ann. De l'INRAT ; 79 : 253-263.
222. Ouled Belgacem, A. Neffati, M. Chaieb, M. et Visser, M. 2004. Réhabilitation des parcours dégradés en Tunisie présaharienne par réintroduction d'espèces autochtones : Cas de *stipa lagascae* L. *Options Méditerranéennes* ; 62 : 437-441.
223. Peluc, S.I. Parera, C.A. 2000. Germination improvement of *Atriplex nummularia* (Chenopodiaceae) by pericarp elimination. *Seed science and technology* ; 28(3):559-566.
224. Pical, C. Wewtergren, T. Dove, S.K. larsson, C. and Sommarin M. 1999. Salinity and hyperosmotic stress induce rapid increases in phosphatidylinositol 4, 5-bisphosphate, diacylglycerol pyrophosphate, and phosphatidylcholine in Arabidopsis thaliana cells. *The journal of biological chemistry;* 274 (53): 38232-38240.
225. Pierzynski, G.M. Sims, J.T. and Vance, G.F. 1994. Soils and environments quality. Ed. Lewis publishers, pp. 103-141.
226. Plancquaert, P.H. Fawzi, A.F.A. and El-Fouly, M.M. 1999. Vicia faba. In Wordl fertilizer use manual. Edt Dr. W. Wichmann, BASF **AG,** Germany**.** http://www.fertilizer.org/ifa/publicat/html/pubman/fbean.htm.
227. PNTTA. (2000). Les engrais minéraux : Caractéristiques et utilisations. Bulletin mensuel d'information et de liaison (Transfère de technologie en agriculture) N° 72, Septembre 2000 ; 1-4.
228. Porebski, S. Gailey, B.G. and Baum, R.B. 1997. Modification of a CTAB DNA extraction protocol for plants containing high polysaccharide and polyphenol components. *Plant molecular Biology Reporter*; 15: 8-15.
229. Pottier-alapetite, G. 1979. Flore de la Tunisie ; Angiospermes, Dicotylédones, Apétales, dialypétales. Programme flore et végétation tunisienne. 1ère partie. pp: 5-55.
230. Punchard, N.A. and Kelly, F.J. 1996. Free radicals: a practical approach. Oxford University Press, Oxford.
231. Quezel, P. et Santana, S. 1962. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionale. Editions CNRS. Paris. pp. 286-290.
232. Rahmoune, C. Mâalem, S. et Bennaceur, M. 2004 a. Etude comparative du rendement en matière sèche (MS) et en matière azotée totale (MAT) de trois espèces de plantes steppiques du genre *Atriplex*. *Options Méditerranéennes* ; 60 : 219-221.
233. Rahmoune, C. Mâalem, S. et Bennaceur, M. 2004 b. Effet comparé de la fertilisation phosphatée sur *Atriplex* cultivé en zone semi-aride du Nord-Est algérien. *Options Méditerranéennes* ; 60 : 213-217.
234. Rahmoune, C. Mâalem, S. Redjel, F. Hioun, S. et Bennaceur, M. 2001. Physiological and biochemical responses of two precocious varieties of wheat to phosphate rocks and TSP fertilization in semi-arid land. *Plant Nutrition Food Security and Sustainability of Agroecosystems;* 825-829.
235. Ramade, F. 1982. Elément d'écologie – écologie appliquée: action de l'homme sur la biosphère. Ed. Mc Graw-Hill, pp. 164-166.
236. Ramade, F. 1984. Elément d'écologie – écologie fondamentale. Ed. Mc Graw-Hill, pp. 256-259.

237. Rayan, S.S.S. atkinson, J.H. and Sinclair, A.G. 1996. Phosphates rocks for direct application to soils. *Advances in agronomy*; 57:77–79.

238. Roberts, S. Shelly, K. and Beardall, . 2008. Interactions among phosphate uptake, photosynthesis, and chlorophyll fluorescence in nutrient-limited cultures of the chlorophyte microalgua *Dunaliella tertiolecta*. Journal of Phycology; 44 (3): 662–669.

239. Rozema, J. 1996. Biology of halophytes. In Redouane, C.A., Malcolm, C. V. and Hamed, A. Halophytes and biosaline agriculture. Ed. Marcel Dekker Inc. New York. pp. 17-30.

240. Russell, J.R. Fuller, J.D. and Macaulay, M. 1997. Direct comparison of levels of genetic variation among barley accessions detected by RLFPs, AFPLs, SSRs and RAPDs. *Theor. Appl. Genet*; 95:714-72.

241. Russell, J.R. Fuller, J.D. and Macaulay, M. 1997. Direct comparison of levels of genetic variation among barley accessions detected by RLFPs, AFPLs, SSRs and RAPDs. *Theor. Appl. Genet.;* 95:714-722.

242. Saghi-Maroof, M.A. Biyashev, R.M. Yang, G.P. Zhang, Q. and Allard, R.W. 1994. Extraordinarily polymorphic microsatellite R. W. DNA in barley: Species diversity chromosomal locations, and population dynamics. *Proc. Nalt. Acad. Sci. USA*; 91: 5466-5470.

243. Sai Kachout, S. Ben Mansoura, A. Jaffel, K. Leclerc, G.C. Rejeb, M.N. and Ouerghi, Z. 2009. The effect of salinity on the growth of the halophyte *Atriplex hortensis* (chenopodiaceae). *Applied Ecology and Environmental Research*; 7(4): 319-332.

244. Salman, G. and Ajmal Khan, M. 1998. Diurnal water relations of inland and coastal halophytic populations from Pakistan. *Journal of Arid Environments ;* 40 (3) : 295-305.

245. Sambrouk, J.E. Fritsch, F. and Maniatis, T. 1989. Molecular cloning: A laboratory manual, second edition. Cold Spring Harbour Laboratory, Cold Spring Harbour, New York.

246. Sandro A.M. de Araújo, Joaquim A.G. Silveira, Tânia D. Almeida, Iza M.A. Rocha, Déborah L. Morais and Ricardo A. Viégas. 2006. Salinity tolerance of halophyte *Atriplex nummularia* L. grown under increasing NaCl levels. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícolae Ambiental* ; 10 (4): 848–854.

247. Saxema, M.C. 1979. Importance du phosphore dans une fertilisation équilibrée de certaines cultures vivrières dans l'ouest de l'Asie et en Afrique du nord. Actes du symposium de l'ISMA, 13-14 mars 1979, Casablanca Maroc. pp: 137-149.

248. Schachtman, D. P. Reid R. J. and Ayling, S. M. 1998. Phosphorus uptake by plants: From soil to cell. Plant physiol. 116: 447-453.

249. Scheiner, J.D. 2005. Spéciation du Carbone, de l'Azote et du Phosphore de différentes boues de stations d'épuration au cours de leurs incubations contrôlées dans deux types de sol. Thèse de doctorat, INP, Toulouse.

250. Scheiner, J.D. Gutierrez Boem, F.H. Lavado, R.S. 2000. Dinamica de la absorcion y particion de nutrientes en soja. *Pyton*. ; 69 : 77 - 84.

251. Schvartz, C., Muller, J.C. et Decroux, J. 2005. Guide de la fertilisation raisonnée. Ed. France Agricole.

252. SCOP. 1995. News from the projects: Phosphorus cycles and transfers in the global environment. *News letter*; 44: 1-8.

253. SCOPE. 1995. News from the projects: Phosphorus cycles and transfers in the global environment. *News letter*; 44: 1-8.
254. Shoaib, I. 1998. Physiology of salt tolerance in some fodder plants. Ph.D. Thesis. Department of Botany, University of Karachi. 262p.
255. Slama, F. 2004. La salinité et la production végétale. Ed. centre de publication universitaire. Tunis, 163p.
256. Smail-Saadoun, N. 2005. Réponse adaptative de l'anatomie des chénopodiacées du Sahara algérien à des conditions de vie d'aridité extrême. *Sécheresse* ; 16 (2) :121-124.
257. Smaouim, 1972. Germination ecology of halophytes. In tashs for vegetation science. Junk. W. publishers; 2: 143-154.
258. Solomon, M. Gedalalovich, E.O. Mayer, A. M. Polijakoff-Mayber, A. 1986. Changes induced by salinity to the anatomy and morphology of excised pea roots in culture. *Annals of Botany;* 57: 811-818.
259. Soltis, P.S. and Soltis, D.E. 2000. The role of genetic and genomic attributes in the success of polyploids. Proceedings of the National Academy of Science of the USA, 97:7051-7057.
260. Souahi H. 2009. Mémoire de Magister, Université de Tébessa……..
261. Steen, I. 1996. Putting the concept of environmentally balanced fertilizer recommendations into practise on the farm. In C. Rordiguerz-barrueco. *Plant and Soil Sciences*. Proceedings of the international symposium « fertilizers and environment » Salamonca, Spain, 26 – 29 September 1994. Ed. Kluwer Academic Publishers, Netherland. pp. 561-566.
262. Subudhi, B.P.R. and Singh, P.K. 1979. Effect of phosphorus and nitrogen on growth, chlorophyll, amino nitrogen, soluble sugar contents and algal heterocysts of water fern Azolla pinnata. *Biologia Plantarum;* 21(6): 401-406.
263. Sumner, M.E. 1993. Sodic soils: New perspectives. *Australian Journal of Soil Research;* 31:683-750.
264. Tisdale, S.L. and Nelson, W.L. 1975. Soil Fertility and Fertilizers. Macmillan Publishing Co. Inc. New York. 694 p.
265. Troll, W. and Lindsley, J. 1955 - A photometric method for the determination of proline. *J. Biol.Chem.;* 215: 655 – 660.
266. Truong, B. and Montange, D. 1998. The Africn experience with Phosphate Rock, Including djebel Onk, and case studies in Brazil and Vietnam. In Johnston, A.E. and Syers, J.K (Edt.). Nutrient management for substainable crop production in Asia. Proceeding of international conference held in Bali, Indonesia, 9-12 December 1996. Ed. University press, Cambridge. Pp: 133–148.
267. Tyerman, S.D. and Skerrett, I.M. 1999. Root ion channels and salinity. *Scientia Horticulturae*; 78: 175-235.
268. Ungar, I.A. 1982. Germination, ecology of halophytes. *Task for vegetation sciences;* 2:143-154.
269. Ungar, I.A. and Khan M.A. 2001. Effect of bracteoles on seed germination and dispersal of two species of *Atriplex*. *Annals of Botany*; 87(2):233-239.
270. Valderrabano, Munoz, J. and Delgado, F. I. 1997. Browsing ability and utilization by sheep and goats of *Atriplex halimus* L. shrubs. Small Ruminant Research, 19: 131-136.

271. Wang, L.W. Showalter, A.M. and Ungar, I.A. 1997. Effect of salinity on growth, ion content and cell wall chemistry in *Atriplex prostrata* (Chenopodiaceae). *American Journal of Botanny* ; 84(9) : 1247-1255.

272. Wang, Y. and Nil, N. 2000. Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase-oxygenase, glycine bétaine content, photosynthesis and respiration in Amaranthus tricolor leaves during salt stress. *Horti. Sci. Biotechnol.*; 75: 623-627.

273. Wang, Y. and Zhang, Y. 2010. Soil-phosphorus distribution and availability as affected by greenhouse subsurface irrigation. *J. Plant Nutr. Soil Sci*. 173: 345–352.

274. Whitehead, D.C. 2000. Nutrient elements in grassland. Soil – Plant – Animal relationships. CAB International, Wallingford, 369 pp.

275. Williams, G.K. Kubelik, A.R. Livak, A.J. Rafalski, J.A. Tingey, S.V. 1990. DNA polymorphisms amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers. *Nucleic Acids Research*; 18: 6531–6535.

276. Wise, R.R. and Naylor, A.W. 1987. Chilling enhanced photoxidation: Evidence for the role singlet oxygen and endogenous antioxidants. *Plant physiol*. 83: 278-282.

277. Yeo A.R. 1983. Salinity resistance: physiologies and prices. *Physiologia Plantarum;* 58: 214-222.

278. Yeo, A. 1998. Molecular biology of salt tolerance in the context of whole-plant physiology. *Journal of Experimental Botany;* 49: 915-929.

279. Zaffran, J. 1998. Initiation à la biologie végétale. Ed. Ellipses, Paris. 160p.

280. Zhu J.K. 2001. Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science;* 6: 66-71.

281. Zschernitz, K. 1979. Promotion de l'emploi des engrais auprès des petits agriculteurs dans les pays en voie de développement. Actes du symposium de l'ISMA, 13-14 mars, Casablanca, Maroc, pp: 163-174.

Annexes

<u>Annexe 1.</u> Calcule des doses d'engrais utilisés.

D'après Frossard, (2000), la teneur optimale des sols agricoles en Phosphore est estimée entre 100 à 300 mg/kg. Nous avons alors opté, dans notre essai, pour une dose de **200mg/kg.**

1- Le TSP :

- Le TSP contient 46% de P_2O_5 (FAO, IFA, IMPHOS, 2003);

- Pour transformer **P_2O_5** (phosphate) en **P,** on multiplie P_2O_5 par *0.4364* de conversion (facteur (FAO, IFA, IMPHOS, 2003) ;

- après conversion le TSP contient alors 20% de **P**.

- la quantité nécessaire de TSP pour rapporter 200mg/g de P au sol est obtenue comme suit :

100% de TSP ⟶ 20%de P

Quantité de TSP **?** ⟶ 200mg/kg de **P**

(200mg/g x 100%)/20%= 1000mg/kg= 1g de **TSP**/kg de sol

Donc pour obtenir une teneur de 200mg de P/Kg de sol il faut apporter 1g de TSP pour chaque Kg de sol.

1- Le DO_{20} :

- Le DO_{20} contient 26% de P_2O_5 (Donnée CERAD-FERPHOS, 1998);

- Pour transformer **DO_{20}** (phosphate) en **P,** on multiplie P_2O_5 par *0.4364* de conversion (facteur (FAO, IFA, IMPHOS, 2003) ;

- après conversion le DO_{20} contient alors 8.72% de **P**.

- la quantité nécessaire de TSP pour rapporter 200mg/g de P au sol est obtenue comme suit :

100% de DO_{20} ⟶ 8.72%de P

Quantité de DO_{20} **?** ⟶ 200mg/kg de **P**

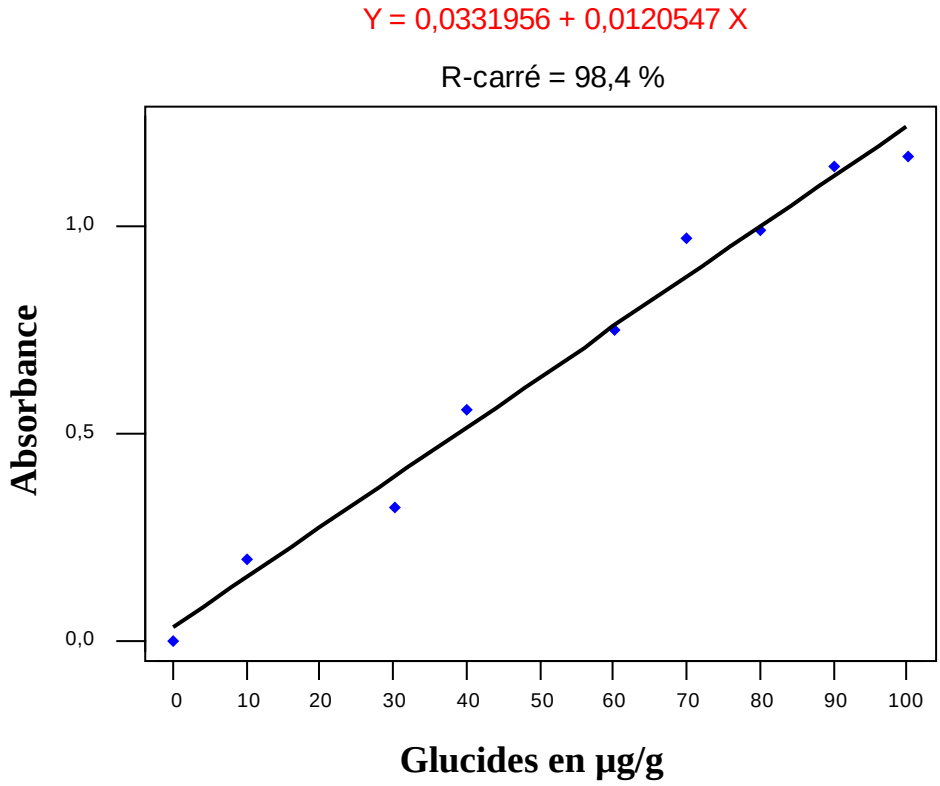
(200mg/g x 100%)/8.72%= 2300mg/kg= 2.3g de **DO_{20}** /kg de sol

Donc pour obtenir une teneur de 200mg de P/Kg de sol il faut apporter 2.3g de DO_{20} pour chaque Kg de sol.

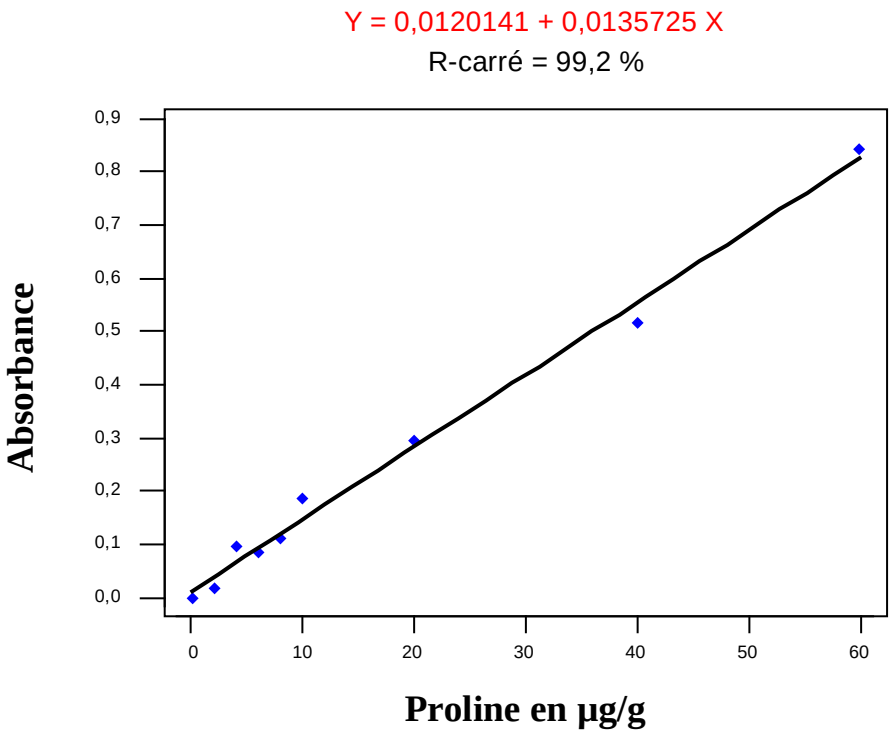
Annexe 2.

1. Courbes d'étalonnages des dosages réalisés sur **le végétal**.

Glucides



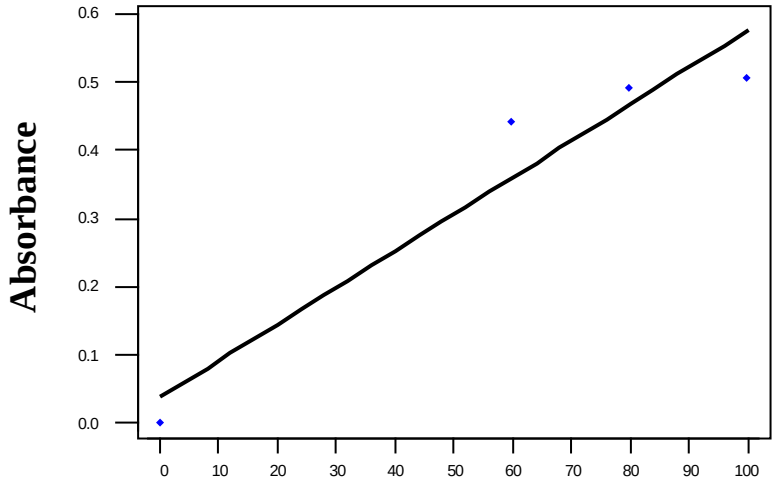
Proline



Protéines

Y= 0.0372857 + 0.0053786 X

R-carré = 92.5 %

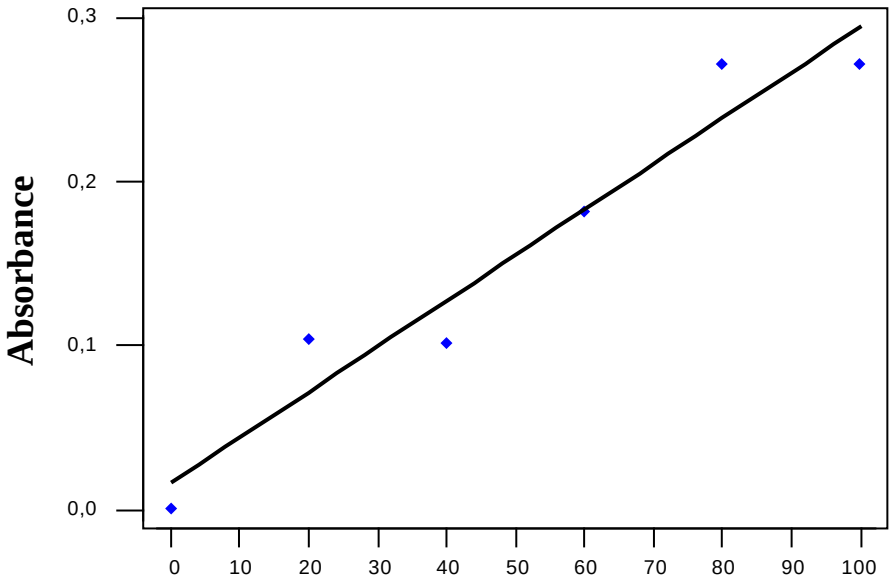


Protéines en µg/l

Lipides

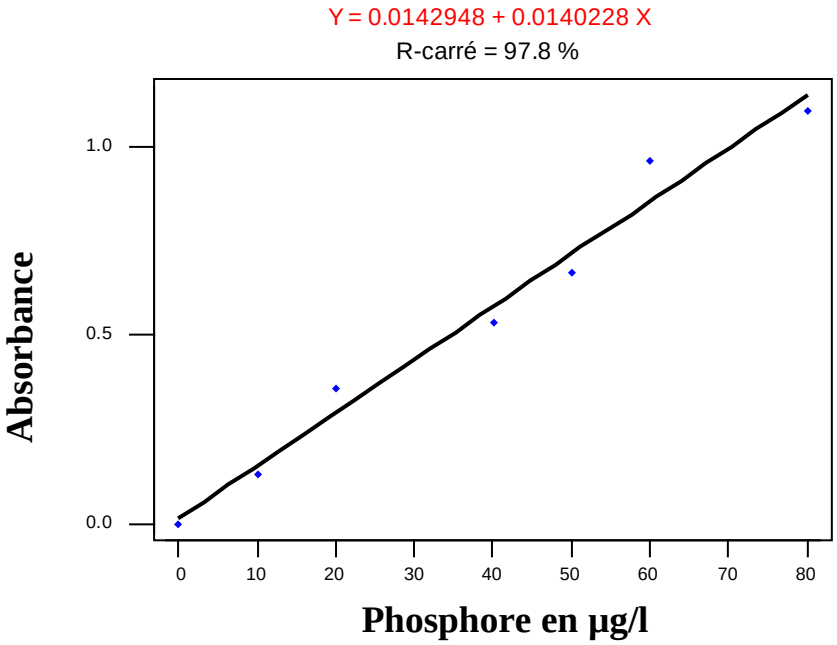
Y = 0,0162857 + 0,0027843 X

R-carré = 93,9 %

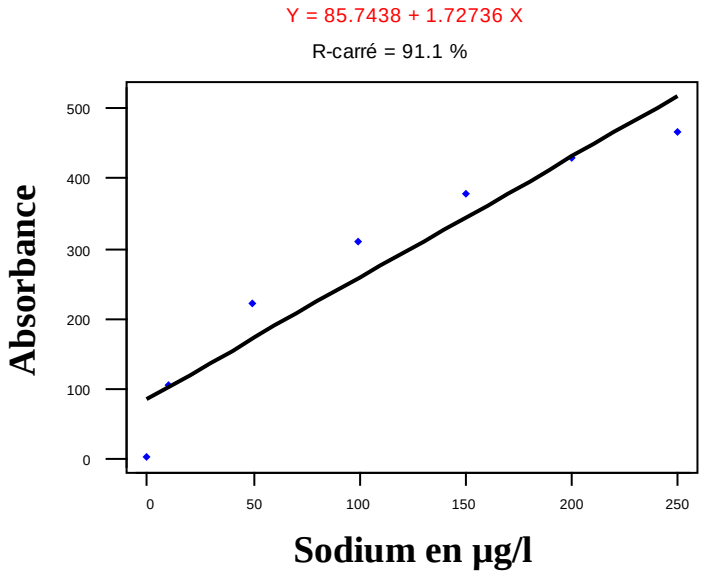


Lipides en µg/l

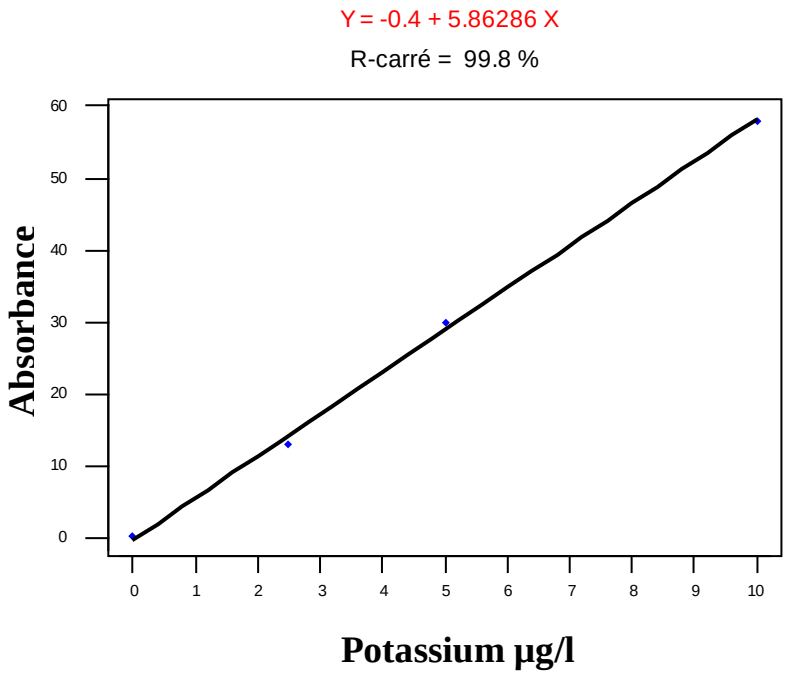
Phosphore



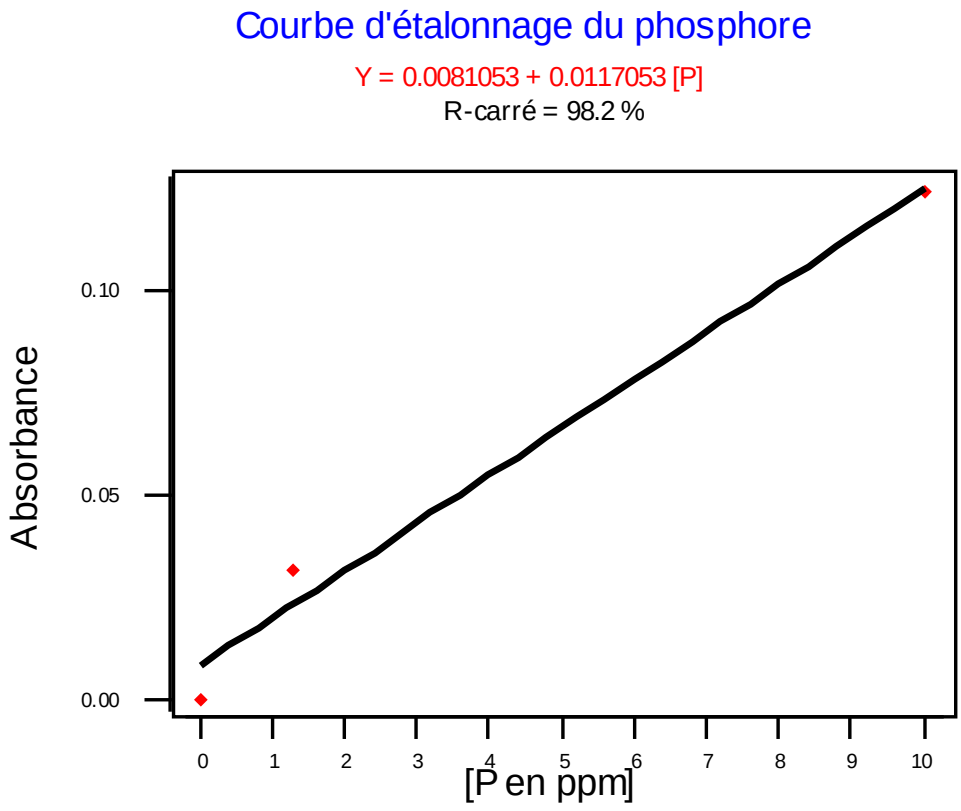
Sodium



Potassium



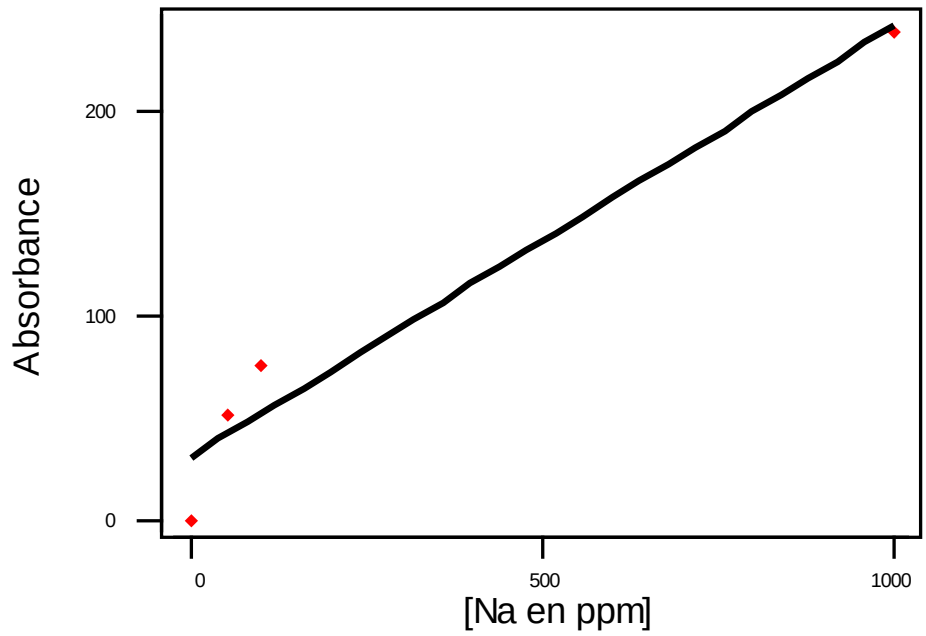
2. Courbes d'étalonnages des analyses réalisés sur **le sol**.



Courbe d'étalonnage du Sodium

Y = 30.8671 + 0.210027 [Na]

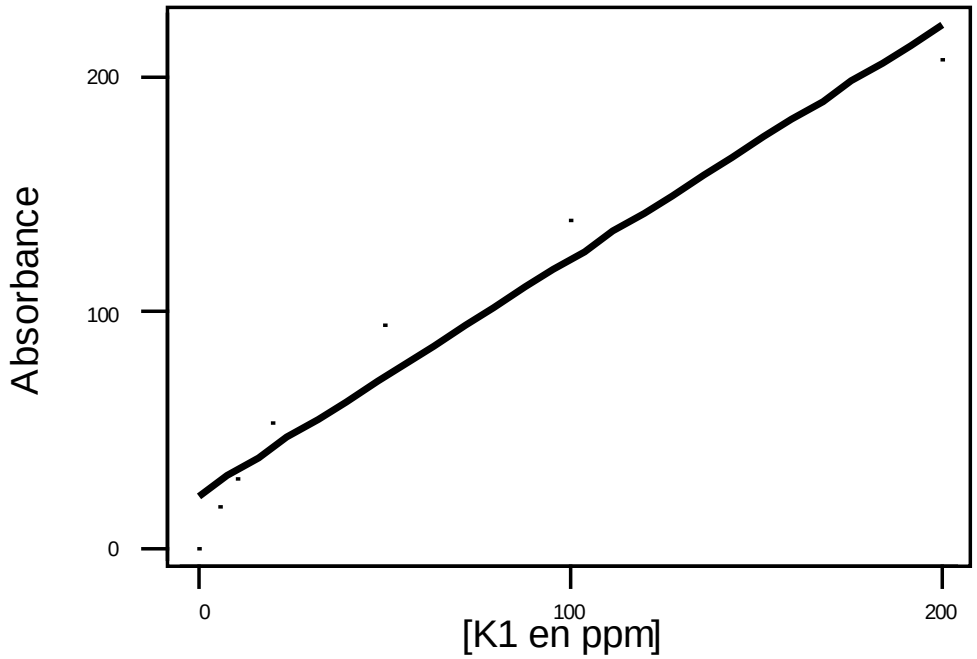
R-carré = 94.8 %



Courbe d'étalonnage du Potassium

Y = 22.4882 + 0.993721 [K1]

R-carré = 95.0 %



Annexe 3. Résultats de l'analyse statistique des données.

Remarque : Pour les paramètres du sol et physiologiques, nous avons effectué au départ une analyse de la variance AV3 (Les variables correspondaient à : Espèce, Engrais et Salinité), puis nous avons effectué des AV2 pour chaque espèce à part et où les variables se sont réduit à : Engrais et Salinité et ce pour décelé quelques résultats significatives camouflés par la variable Espèces.

1. Résultats de l'analyse statistique des données de la phase de la Germination.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (AV3) du taux de germination cumulée.

Source de variation	ddl	MC	Test F
Espèces	2	7414.4	175.54***
Traitements	2	26093	617.78***
Sels	4	19431	460.05***
E * T	4	2853	67.547***
E * S	8	1996.7	47.274***
T * S	8	1007.9	23.862***
E * T *S	16	297.63	7.0465***
Erreur	135	42.237	
Total	179		

2. Résultats de l'analyse statistique des paramètres du sol.

2.1. Résultats de l'analyse statistique du pH du sol.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) du pH du sol.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	1.38001406	90	0.02250815	61.3117561	1.5791E-17
(2) Engrais	2	0.2389874	90	0.02250815	10.6178179	7.2433E-05
(3) Salinité	4	0.04222481	90	0.02250815	1.87597907	0.12149748
1x2	4	0.0532763	90	0.02250815	2.36697817	0.0586256
1x3	8	0.03419926	90	0.02250815	1.51941681	0.16156287
2x3	8	0.02435315	90	0.02250815	1.08197033	0.38299593
1x2x3	16	0.02868093	90	0.02250815	1.27424634	0.23122035

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **7.495555**	(**2**) *A. nummularia* **7.508444**	(**3**) *A. canescens* **7.805111**
(**1**)		0.68460214	7.91E-16
(**2**)	0.68460214		5.5744E-15
(**3**)	7.9076E-16	5.5744E-15	

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **7.686222**	(2) DO_{20} **7.572444**	(3) TSP **7.550445**
(**1**)		0.00052501	4.438E-05
(**2**)	0.00052501		0.48848715
(**3**)	4.438E-05	0.48848715	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du pH du sol d'*A. halimus*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.056562	30	0.031007	1.824196	0.178794578
(2) Salinité	4	0.070733	30	0.031007	2.28123	0.083767019
1x2	8	0.026132	30	0.031007	0.842776	0.573237479

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du pH du sol d'*A. nummularia*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	5569036	30	5634644	0.988356	0.383982658
(2) Salinité	4	5972885	30	5634644	1.060029	0.39335072
1x2	8	16446850	30	5634644	2.91888	0.015560745

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du pH du sol d'*A. canescens*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	0.281682	30	0.028878	9.754291	0.00054527	0.281682
(2) Salinité	0.034492	30	0.028878	1.194421	0.333522558	0.034492
1x2	0.039707	30	0.028878	1.37501	0.247226611	0.039707

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(**1**) Témoin **7.959333**	(**2**) DO_{20} 7.758667	(**3**) TSP 7.697333
(**1**)		0.002967326	0.00020659
(**2**)	0.002967326		0.33084834
(**3**)	0.000206592	0.330848336	

2.2. Résultats de l'analyse statistique du C.E. du sol.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) du **C.E.** du sol.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	84222.2188	90	483333.344	0.17425287	0.8403672
(2) Engrais	2	126888.891	90	483333.344	0.26252875	0.76969117
(3) Salinité	4	11413778	90	483333.344	23.6147118	2.2722E-13
1x2	4	108444.445	90	483333.344	0.22436781	0.92414641
1x3	8	325611.125	90	483333.344	0.67367816	0.71339869
2x3	8	1064111.13	90	483333.344	2.20160913	0.0344462
1x2x3	16	629694.438	90	483333.344	1.30281603	0.21312219

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **529.6296**	[2] **455.5555**	[4] **822.2222**	[8] **1396.296**	[16] **1996.296**
[0]		0.69636774	0.12553018	1.486E-05	1.3232E-11
[2]	0.69636774		0.05577938	3.1514E-06	2.069E-12
[4]	0.12553018	0.05577938		0.00315445	1.6404E-08
[8]	1.486E-05	3.1514E-06	0.00315445		0.00207753
[16]	1.3232E-11	2.069E-12	1.6404E-08	0.00207753	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **C. E.** du sol d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	88666.66	30	278222.2	0.31869	0.729532123
(2) Salinité	4	2751445	30	278222.2	9.889377	3.16793E-05
1x2	8	607277.8	30	278222.2	2.182708	0.058168408

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] 677.7778	**[2]** 566.6667	**[4]** 688.8889	**[8]** 1211.111	**[16]** 1888.889
[0]		0.658188283	0.964654028	0.04017788	3.35532E-05
[2]	0.658188283		0.626620471	0.01460907	9.50078E-06
[4]	0.964654028	0.626620471		0.04422129	3.80593E-05
[8]	0.040177878	0.014609073	0.044221286		0.010602945
[16]	3.35532E-05	9.50078E-06	3.80593E-05	0.01060295	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **C. E.** du sol d'*A. nummularia*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	4222.222	30	314666.7	0.013418	0.986677468
(2) Salinité	4	5891889	30	314666.7	18.72422	8.20236E-08
1x2	8	1305889	30	314666.7	4.150071	0.001967473

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **422.2222**	[2] **288.8889**	[4] **766.6667**	[8] **1388.889**	[16] **2255.556**
[0]		0.617790461	0.202633768	0.000974	1.06361E-07
[2]	0.617790461		0.080835842	0.000246	2.74406E-08
[4]	0.202633768	0.080835842		0.025372	3.93227E-06
[8]	0.000974443	0.000245688	0.025372174		0.002650503
[16]	1.06361E-07	2.74406E-08	3.93227E-06	0.002651	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **C. E.** du sol d'*A. canescens*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	250888.9	30	857111.1	0.292715	0.748342037
(2) Salinité	4	3421667	30	857111.1	3.992092	0.010305524
1x2	8	410333.3	30	857111.1	0.47874	0.861413956

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **488.8889**	[2] **511.1111**	[4] **1011.111**	[8] **1588.889**	[16] **1844.444**
[0]		0.959728003	0.24084002	0.017272471	0.004120726
[2]	0.959728003		0.26099086	0.019440793	0.004689971
[4]	0.240840018	0.260990858		0.195542619	0.065809704
[8]	0.017272471	0.019440793	0.19554262		0.562549233
[16]	0.004120726	0.004689971	0.0658097	0.562549233	

2.3. Résultats de l'analyse statistique du P du sol.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) du **P** du sol.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	0.11393468	90	0.03625674	3.14244127	0.04795106
(2) Engrais	2	0.01106539	90	0.03625674	0.3051953	0.73773915
(3) Salinité	4	0.04144257	90	0.03625674	1.14303088	0.34149894
1x2	4	0.03285579	90	0.03625674	0.9061982	0.4639031
1x3	8	0.109649	90	0.03625674	3.02423763	0.00469544
2x3	8	0.02283274	90	0.03625674	0.62975168	0.75079489
1x2x3	16	0.04005541	90	0.03625674	1.10477138	0.36293796

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **0.3533713**	(**2**) *A. nummularia* **0.2642925**	(**3**) *A. canescens* **0.2682811**
(**1**)		0.02899612	0.03678325
(**2**)	0.02899612		0.9210723
(**3**)	0.03678325	0.9210723	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **P** du sol d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.055248	30	0.023852	2.316273	0.116025254
(2) Salinité	4	0.058762	30	0.023852	2.463588	0.06646619
1x2	8	0.021876	30	0.023852	0.917137	0.516119778

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **P** du sol d'*A. nummularia*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.010531	30	0.055423	0.190006	0.827941477
(2) Salinité	4	0.198965	30	0.055423	3.589921	0.016579347
1x2	8	0.038731	30	0.055423	0.698815	0.689842165

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **0.3543210**	[2] **0.3163343**	[4] **0.4302944**	[8] **0.1463438**	[16] **0.0741690**
[0]		0.734520555	0.498866379	0.070696	0.017115459
[2]	0.734520555		0.312693089	0.136065	0.037068408
[4]	0.498866379	0.312693089		0.015797	0.003164707
[8]	0.070695654	0.136065111	0.015796663		0.520417631
[16]	0.017115459	0.037068408	0.003164707	0.520418	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **P** du sol d'*A. canescens*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.010998	30	0.029495	0.372888	0.691889882
(2) Salinité	4	0.003014	30	0.029495	0.10218	0.980870128
1x2	8	0.042337	30	0.029495	1.435412	0.222682282

2.4. Résultats de l'analyse statistique du K du sol.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) du **K** du sol.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	0.49350959	90	0.01372041	35.969017	3.3129E-12
(2) Engrais	2	0.53856313	90	0.01372041	39.2527046	5.5372E-13
(3) Salinité	4	0.02425569	90	0.01372041	1.76785457	0.14225128
1x2	4	0.01691902	90	0.01372041	1.23312807	0.30251041
1x3	8	0.03786649	90	0.01372041	2.75986624	0.00897131
2x3	8	0.02010285	90	0.01372041	1.46517849	0.18114585
1x2x3	16	0.02422735	90	0.01372041	1.76578975	0.04853446

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **0.2696969**	(**2**) *A. nummularia* **0.2151320**	(**3**) *A. canescens* **0.4175363**
(**1**)		0.02966797	4.3042E-08
(**2**)	0.02966797		1.6026E-12
(**3**)	4.3042E-08	1.6026E-12	

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **0.1899741**	(2) DO_{20} **0.3036769**	(3) TSP **0.4087142**
(**1**)		1.3531E-05	6.7971E-14
(**2**)	1.3531E-05		5.1388E-05
(**3**)	6.7971E-14	5.1388E-05	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **K** du sol d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.233743	30	0.006027	38.78557	4.80156E-09
(2) Salinité	4	0.022472	30	0.006027	3.728855	0.014049884
1x2	8	0.006894	30	0.006027	1.143904	0.364014387

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **0.1320548**	(2) DO_{20} **0.3014518**	(3) TSP **0.3755839**
(**1**)		1.49156E-06	1.38651E-09
(**2**)	1.49156E-06		0.013820764
(**3**)	1.38651E-09	0.013820764	

Tableau 2.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **0.3167702**	[2] **0.3251562**	[4] **0.2535958**	[8] **0.2077524**	[16] **0.2452098**
[0]		0.820305	0.094582	0.005682039	0.059901886
[2]	0.82030493		0.059902	0.003171297	0.036866672
[4]	0.094582237	0.059902		0.219990551	0.82030493
[8]	0.005682039	0.003171	0.219991		0.314230531
[16]	0.059901886	0.036867	0.820305	0.314230531	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **K** du sol d'*A. nummularia*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	10.35253	30	17.85629	0.579769	0.566178679
(2) Salinité	4	31.6959	30	17.85629	1.775055	0.159941092
1x2	8	39.08463	30	17.85629	2.188844	0.057524417

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **K** du sol d'*A. canescens*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	18.69418	30	24.02271	0.778188	0.468286961
(2) Salinité	4	44.54333	30	24.02271	1.854217	0.144531578
1x2	8	15.07174	30	24.02271	0.627395	0.748205423

2.5. Résultats de l'analyse statistique du Na du sol.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) du **Na** du sol.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	1.84507847	90	0.2925086	6.30777502	0.00273099
(2) Engrais	2	0.52613169	90	0.2925086	1.79868782	0.17141457
(3) Salinité	4	19.7530804	90	0.2925086	67.5299072	2.7657E-26
1x2	4	0.18496263	90	0.2925086	0.63233227	0.64071161
1x3	8	0.24989292	90	0.2925086	0.85430962	0.55795473
2x3	8	0.59622699	90	0.2925086	2.03832293	0.05054601
1x2x3	16	0.44192019	90	0.2925086	1.51079381	0.11326045

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **2.186762**	(**2**) *A. nummularia* **1.791524**	(**3**) *A. canescens* **1.912688**
(**1**)		0.00081051	0.01827843
(**2**)	0.00081051		0.2907778
(**3**)	0.01827843	0.2907778	

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **1.071066**	[2] **1.371771**	[4] **1.763305**	[8] **2.406163**	[16] **3.205986**
[0]		0.04399115	9.2145E-06	2.4604E-14	2.7933E-25
[2]	0.04399115		0.00925309	3.9118E-10	2.6722E-21
[4]	9.2145E-06	0.00925309		3.3563E-05	7.4053E-16
[8]	2.4604E-14	3.9118E-10	3.3563E-05		4.6689E-07
[16]	2.7933E-25	2.6722E-21	7.4053E-16	4.6689E-07	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **Na** du sol d'*A. halimus*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.19612	30	0.329126	0.595882	0.557468057
(2) Salinité	4	7.901159	30	0.329126	24.00651	5.55088E-09
1x2	8	0.551688	30	0.329126	1.676223	0.145455584

Tableau 2.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **1.235968**	[2] **1.622212**	[4] **1.963482**	[8] **2.452900**	[16] **3.659249**
[0]		0.163565606	0.011556787	9.5252E-05	5.52806E-10
[2]	0.163565606		0.216709614	0.00449798	2.13276E-08
[4]	0.011556787	0.216709614		0.08037286	6.56531E-07
[8]	9.5252E-05	0.004497981	0.080372863		0.000106283
[16]	5.52806E-10	2.13276E-08	6.56531E-07	0.00010628	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **Na** du sol d'*A. nummularia*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.69253	30	0.162925	4.250599	0.023697637
(2) Salinité	4	5.918997	30	0.162925	36.32954	4.24224E-11
1x2	8	0.587497	30	0.162925	3.605931	0.004788224

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **1.592053**	(2) DO_{20} **1.763482**	(3) TSP **2.019037**
(**1**)		0.253954381	0.006971634
(**2**)	0.253954381		0.09320455
(**3**)	0.006971634	0.09320455	

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **0.9820003**	[2] **1.294170**	[4] **1.437027**	[8] **2.288879**	[16] **2.955545**
[0]		0.111325547	0.023258694	1.26827E-07	1.94137E-11
[2]	0.111325547		0.45863241	1.22472E-05	9.7581E-10
[4]	0.023258694	0.45863241		0.00010156	6.58984E-09
[8]	1.26827E-07	1.22472E-05	0.00010156		0.001462557
[16]	1.94137E-11	9.7581E-10	6.58984E-09	0.001462557	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **Na** du sol d'*A. canescens*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.007407	30	0.385475	0.019216	0.980979204
(2) Salinité	4	6.43271	30	0.385475	16.68775	2.67263E-07
1x2	8	0.340882	30	0.385475	0.884318	0.54096365

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **0.9952278**	[2] **1.198931**	[4] **1.889408**	[8] **2.476709**	[16] **3.003164**
[0]		0.491788238	0.00468942	1.95664E-05	1.29524E-07
[2]	0.491788238		0.02502292	0.000138553	8.81043E-07
[4]	0.004689416	0.025022922		0.053874653	0.000649982
[8]	1.95664E-05	0.000138553	0.05387465		0.082127944
[16]	1.29524E-07	8.81043E-07	0.00064998	0.082127944	

3. Résultats de l'analyse statistique des paramètres Physiologiques.

3.1. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en P.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance de la teneur des plantes en P.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	53.84076	90	30.87452	1.743857	0.180700123
(2) Engrais	2	82.98127	90	30.87452	2.687694	0.073498525
(3) Salinité	4	15.30012	90	30.87452	0.495558	0.739006162
1x2	4	102.8005	90	30.87452	3.329623	0.013660345
1x3	8	37.84103	90	30.87452	1.225639	0.293346971
2x3	8	31.22015	90	30.87452	1.011195	0.433425307
1x2x3	16	20.90007	90	30.87452	0.676936	0.809310257

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **P** de la plante d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	259.5356	30	50.74456	5.11455	0.012266313
(2) Salinité	4	14.74295	30	50.74456	0.290533	0.881795704
1x2	8	18.86393	30	50.74456	0.371743	0.927282035

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **6.148400**	(2) DO_{20} **10.27427**	(3) TSP **1.955133**
(**1**)		0.123185433	0.117415294
(**2**)	0.123185433		0.003253144
(**3**)	0.117415294	0.003253144	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **P** de la plante d'*A. nummularia*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	10.35253	30	17.85629	0.579769	0.566178679
(2) Salinité	4	31.6959	30	17.85629	1.775055	0.159941092
1x2	8	39.08463	30	17.85629	2.188844	0.057524417

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **P** de la plante d'*A. canescens*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	18.69418	30	24.02271	0.778188	0.468286961
(2) Salinité	4	44.54333	30	24.02271	1.854217	0.144531578
1x2	8	15.07174	30	24.02271	0.627395	0.748205423

3.2. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en K.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) de la teneur des plantes en K.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	1.185038	90	0.054737	21.64949	2.1072E-08
(2) Engrais	2	0.098304	90	0.054737	1.79592	0.171871409
(3) Salinité	4	0.594056	90	0.054737	10.85283	3.17362E-07
1x2	4	0.256891	90	0.054737	4.693156	0.001739202
1x3	8	0.094998	90	0.054737	1.735521	0.100881197
2x3	8	0.054085	90	0.054737	0.988077	0.450740784
1x2x3	16	0.073139	90	0.054737	1.336182	0.193426207

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **1.093132**	(**2**) *A. nummularia* **1.087448**	(**3**) *A. canescens* **0.8092594**
(**1**)		0.908520758	1.18078E-07
(**2**)	0.908520758		1.93956E-07
(**3**)	1.18078E-07	1.93956E-07	

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **1.052550**	[2] **1.121848**	[4] **1.102405**	[8] **0.9448641**	[16] **0.7613989**
[0]		0.279372156	0.435715646	0.094266936	1.53233E-05
[2]	0.279372156		0.760806203	0.00662903	1.77579E-07
[4]	0.435715646	0.760806203		0.015232531	6.49021E-07
[8]	0.094266936	0.00662903	0.015232531		0.004951695
[16]	1.53233E-05	1.77579E-07	6.49021E-07	0.004951695	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **K** de la plante d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.264987	30	0.06105	4.340522	0.022097642
(2) Salinité	4	0.065042	30	0.06105	1.065394	0.390793771
1x2	8	0.037425	30	0.06105	0.613029	0.759783506

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **0.9396792**	(2) DO_{20} **1.172102**	(3) TSP **1.167615**
(**1**)		0.015158483	0.017034937
(**2**)	0.015158483		0.960665464
(**3**)	0.017034937	0.960665464	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **K** de la plante d'*A. nummularia*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.247802	30	0.058904	4.206918	0.024519054
(2) Salinité	4	0.282428	30	0.058904	4.794757	0.004128526
1x2	8	0.078146	30	0.058904	1.32668	0.268563896

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **1.211587**	(2) DO_{20} **0.9549347**	(3) TSP **1.095824**
(**1**)		0.006988255	0.201392725
(**2**)	0.006988255		0.122368209
(**3**)	0.201392725	0.122368209	

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **1.145778**	[2] **1.198126**	[4] **1.262438**	[8] **1.015658**	[16] **0.8152419**
[0]		0.65057826	0.316040576	0.264407963	0.007110383
[2]	0.65057826		0.578208625	0.12122605	0.002213008
[4]	0.316040576	0.578208625		0.039143544	0.000490427
[8]	0.264407963	0.12122605	0.039143544		0.090038508
[16]	0.007110383	0.002213008	0.000490427	0.090038508	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **K** de la plante d'*A. canescens*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.099297	30	0.044259	2.243541	0.123586819
(2) Salinité	4	0.436582	30	0.044259	9.86422	3.2343E-05
1x2	8	0.084792	30	0.044259	1.915802	0.094421946

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0]	[2]	[4]	[8]	[16]
[0]		0.171018854	0.29281896	0.041808512	0.000105295
[2]	0.171018854		0.01927306	0.001367359	2.02589E-06
[4]	0.292818964	0.019273063		0.299545079	0.001958121
[8]	0.041808512	0.001367359	0.29954508		0.026272386
[16]	0.000105295	2.02589E-06	0.00195812	0.026272386	

3.3. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en Na.

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance de la teneur des plantes en Na.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	3.637956	90	0.040407	90.03336	3.34745E-22
(2) Engrais	2	0.110731	90	0.040407	2.740417	0.069933258
(3) Salinité	4	0.97992	90	0.040407	24.25138	1.24118E-13
1x2	4	0.641811	90	0.040407	15.88376	7.15006E-10
1x3	8	0.081687	90	0.040407	2.021626	0.052548178
2x3	8	0.04932	90	0.040407	1.220585	0.296206862
1x2x3	16	0.047047	90	0.040407	1.16434	0.311867416

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **1.021466**	(**2**) *A. nummularia* **1.156293**	(**3**) *A. canescens* **0.6104482**
(**1**)		0.002010547	1.20693E-15
(**2**)	0.002010547		3.91143E-22
(**3**)	1.20693E-15	3.91143E-22	

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **0.7116620**	[2] **0.7919608**	[4] **0.8959135**	[8] **1.090436**	[16] **1.157040**
[0]		0.145661205	0.001116353	6.31591E-10	2.08837E-12
[2]	0.145661205		0.060622014	4.25435E-07	1.98904E-09
[4]	0.001116353	0.060622014		0.000603669	6.9846E-06
[8]	6.31591E-10	4.25435E-07	0.000603669		0.226624191
[16]	2.08837E-12	1.98904E-09	6.9846E-06	0.226624191	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **Na** de la plante d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	0.822396	30	0.028688	28.66736	1.09399E-07
(2) Salinité	4	0.230517	30	0.028688	8.035446	0.00015794
1x2	8	0.052959	30	0.028688	1.84607	0.107128687

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **0.8014846**	(2) DO_{20} **1.267591**	(3) TSP **0.9953221**
(**1**)		2.10893E-08	0.00383503
(**2**)	2.10893E-08		0.000125116
(**3**)	0.00383503	0.000125116	

Tableau 2.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **0.7788889**	[2] **0.9665639**	[4] **1.036592**	[8] **1.178515**	[16] **1.146769**
[0]		0.025515	0.003016	2.29628E-05	7.04051E-05
[2]	0.025515387		0.387422	0.012583169	0.031450294
[4]	0.003015945	0.387422		0.085623465	0.177811384
[8]	2.29628E-05	0.012583	0.085623		0.693738401
[16]	7.04051E-05	0.03145	0.177811	0.693738401	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **Na** de la plante d'*A. nummularia*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.028347	30	0.0476	0.595523	0.557660341
(2) Salinité	4	0.24885	30	0.0476	5.22792	0.002567681
1x2	8	0.024247	30	0.0476	0.509396	0.839631319

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **1.018852**	[2] **1.059935**	[4] **1.030056**	[8] **1.307367**	[16] **1.365257**
[0]		0.692389548	0.913974285	0.00874	0.002091686
[2]	0.692389548		0.773424327	0.022507	0.005831162
[4]	0.913974285	0.773424327		0.011385	0.00277918
[8]	0.008740232	0.022507001	0.011385297		0.577709675
[16]	0.002091686	0.005831162	0.00277918	0.57771	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) du **Na** de la plante d'*A. canescens*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.54361	30	0.044932	12.09838	0.000140352
(2) Salinité	4	0.663927	30	0.044932	14.7761	8.86617E-07
1x2	8	0.066208	30	0.044932	1.473492	0.208361372

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **0.8283753**	(2) DO_{20} **0.4765546**	(3) TSP **0.5264146**
(**1**)		8.38166E-05	0.00050057
(**2**)	8.38166E-05		0.52435851
(**3**)	0.000500571	0.524358511	

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0]	[2]	[4]	[8]	[16]
[0]		0.904126346	0.008014	9.9235E-05	7.48483E-07
[2]	0.904126346		0.010776	0.000139372	1.04968E-06
[4]	0.008013903	0.010775866		0.110500939	0.002013852
[8]	9.9235E-05	0.000139372	0.110501		0.09246736
[16]	7.48483E-07	1.04968E-06	0.002014	0.09246736	

3.4. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en Chlorophylles

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) de la teneur des plantes en Chlorophylles.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Espèce	2	0.125521	90	0.025797	4.865748	0.009850493
(2) Engrais	2	0.007767	90	0.025797	0.301097	0.740748823
(3) Salinité	4	0.043924	90	0.025797	1.702682	0.156334192
1x2	4	0.049564	90	0.025797	1.921321	0.113681242
1x3	8	0.045432	90	0.025797	1.761165	0.095265403
2x3	8	0.025999	90	0.025797	1.007848	0.435906947
1x2x3	16	0.027158	90	0.025797	1.052757	0.411545873

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **0.4311778**	(**2**) *A. nummularia* **0.3326667**	(**3**) *A. canescens* **0.4149333**
(**1**)		0.004562862	0.632570684
(**2**)	0.004562862		0.017102139
(**3**)	0.632570684	0.017102139	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) de la **Chlorophylle** d'*A. halimus*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.050842	30	0.009516	5.343068	0.010354332
(2) Salinité	4	0.005876	30	0.009516	0.617487	0.653458655
1x2	8	0.009031	30	0.009516	0.949035	0.492589653

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **0.3872000**	(2) DO_{20} **0.4091333**	(3) TSP **0.4972000**
(**1**)		0.542689681	0.004311939
(**2**)	0.542689681		0.019311013
(**3**)	0.004311939	0.019311013	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) de la **Chlorophylle** d'*A. nummularia*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.052615	30	0.03219	1.634526	0.211939856
(2) Salinité	4	0.088471	30	0.03219	2.748408	0.046452492
1x2	8	0.021602	30	0.03219	0.671069	0.712617993

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **0.3935556**	[2] **0.4711111**	[4] **0.3082222**	[8] **0.2618889**	[16] **0.2285556**
[0]		0.366467178	0.321072787	0.130015	0.060466517
[2]	0.366467178		0.063638069	0.019253	0.007493115
[4]	0.321072787	0.063638069		0.587867	0.353747606
[8]	0.130015001	0.019253127	0.587867141		0.696282387
[16]	0.060466517	0.007493115	0.353747606	0.696282	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) de la **Chlorophylle** d'*A. canescens*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	0.003438	30	0.035685	0.096345	0.908430815
(2) Salinité	4	0.040442	30	0.035685	1.133303	0.359653115
1x2	8	0.049683	30	0.035685	1.392255	0.239983693

3.5. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en Glucides

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) de la teneur des plantes en

Glucides

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	81990608	90	2794718	29.3377	1.54936E-10
(2) Engrais	2	4851268	90	2794718	1.73587	0.182094961
(3) Salinité	4	8244621	90	2794718	2.950073	0.024307137
1x2	4	1642228	90	2794718	0.587619	0.672427058
1x3	8	3275987	90	2794718	1.172207	0.324662477
2x3	8	2126892	90	2794718	0.76104	0.637736619
1x2x3	16	9666854	90	2794718	3.458973	8.73144E-05

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **1390,13**	(**2**) *A. nummularia* **3630,77**	(**3**) *A. canescens* **3814,55**
(**1**)		8.29017E-09	7.74488E-10
(**2**)	8.29017E-09		0.603320181
(**3**)	7.74488E-10	0.603320181	

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **3031.64**	[2] **2900.17**	[4] **3829.10**	[8] **2448.38**	[16] **2516.46**
[0]		0.773291945	0.083057918	0.20317179	0.260519445
[2]	0.773291945		0.044114277	0.323393792	0.40126735
[4]	0.083057918	0.044114277		0.003148484	0.004897871
[8]	0.20317179	0.323393792	0.003148484		0.881412327
[16]	0.260519445	0.40126735	0.004897871	0.881412327	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) des **Glucides** d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	460922.2	30	1063067	0.433578	0.652183235
(2) Salinité	4	1460913	30	1063067	1.374244	0.266355038
1x2	8	1376342	30	1063067	1.29469	0.283553779

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) des **Glucides** d'*A. nummularia*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	5569036	30	5634644	0.988356	0.383982658
(2) Salinité	4	5972885	30	5634644	1.060029	0.39335072
1x2	8	16446850	30	5634644	2.91888	0.015560745

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) des **Glucides** d'*A. canescens*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	2105767	30	1686443	1.248644	0.301378399
(2) Salinité	4	7362797	30	1686443	4.365873	0.006692776
1x2	8	3637407	30	1686443	2.156851	0.060962915

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **3125.065**	[2] **4218.158**	[4] **5149.089**	[8] **3679.620**	[16] **2900.841**
[0]		0.084282257	0.00245891	0.372224361	0.716733098
[2]	0.084282257		0.13881107	0.38601169	0.039580856
[4]	0.002458913	0.138811067		0.022786405	0.000931046
[8]	0.372224361	0.38601169	0.0227864		0.213096544
[16]	0.716733098	0.039580856	0.00093105	0.213096544	

3.6. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en Proline

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) de la teneur des plantes en Proline.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	353640.1	90	1471.099	240.3916	0
(2) Engrais	2	3439.222	90	1471.099	2.337858	0.102370732
(3) Salinité	4	2996.271	90	1471.099	2.036756	0.095895112
1x2	4	7811.027	90	1471.099	5.309652	0.000693925
1x3	8	4820.685	90	1471.099	3.276927	0.002522764
2x3	8	1915.667	90	1471.099	1.302201	0.252608776
1x2x3	16	747.2684	90	1471.099	0.507966	0.936990499

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **213.56**	(**2**) *A. nummularia* **53.90**	(**3**) *A. canescens* **66.9**
(**1**)		0	0
(**2**)	0		0.11056076
(**3**)	0	0.11056076	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) de la **Proline** d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	17123.92	30	3707.853	4.618283	0.017842425
(2) Salinité	4	11348	30	3707.853	3.060532	0.031532079
1x2	8	2164.076	30	3707.853	0.583647	0.783168197

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **235.3412**	(2) DO_{20} **174.6312**	(3) TSP **230.6864**
(**1**)		0.010485643	0.835590005
(**2**)	0.010485643		0.0172479
(**3**)	0.835590005	0.0172479	

Tableau 2.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **245.3478**	[2] **227.9250**	[4] **241.9290**	[8] **187.2939**	[16] **165.2689**
[0]		0.548443	0.905989	0.052124739	0.009077967
[2]	0.548442543		0.629196	0.167225406	0.037013073
[4]	0.905988514	0.629196		0.066629864	0.012109036
[8]	0.052124739	0.167225	0.06663		0.448904991
[16]	0.009077967	0.037013	0.012109	0.448904991	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) de la **Proline** d'*A. nummularia*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	1	2	627.0167	30	383.9657	1.633002
(2) Salinité	2	4	387.891	30	383.9657	1.010223
1x2	12	8	962.8475	30	383.9657	2.507639

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) de la **Proline** d'*A. canescens*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	1310.342	30	321.4796	4.075972	0.027168702
(2) Salinité	4	901.7463	30	321.4796	2.804988	0.043283556
1x2	8	283.2806	30	321.4796	0.881178	0.543372452

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **73.56608**	(2) DO_{20} **71.00198**	(3) TSP **56.24852**
(**1**)		0.698090911	0.01287152
(**2**)	0.698090911		0.03169685
(**3**)	0.012871521	0.031696849	

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **64.01972**	[2] **81.11374**	[4] **55.99868**	[8] **60.79816**	[16] **72.76397**
[0]		0.052126143	0.35021	0.705777645	0.309146553
[2]	0.052126143		0.005791	0.022620874	0.331112683
[4]	0.350209981	0.005790974		0.574371636	0.056525167
[8]	0.705777645	0.022620874	0.574372		0.167161524
[16]	0.309146553	0.331112683	0.056525	0.167161524	

3.7. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en Protéines

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) de la teneur des plantes en Protéines.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	1356013	90	10573.07	128.2516	4.50903E-27
(2) Engrais	2	160018.8	90	10573.07	15.13456	2.15762E-06
(3) Salinité	4	13303.51	90	10573.07	1.258245	0.292345792
1x2	4	39756.75	90	10573.07	3.760191	0.007105391
1x3	8	23124.29	90	10573.07	2.187094	0.035649389
2x3	8	30028.53	90	10573.07	2.840097	0.007374038
1x2x3	16	23767.64	90	10573.07	2.247942	0.008575923

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **317.64**	(**2**) *A. nummularia* **206.57**	(**3**) *A. canescens* **546.98**
(**1**)		1.69763E-06	1.80164E-17
(**2**)	1.69763E-06		1.62674E-27
(**3**)	1.80164E-17	1.62674E-27	

Tableau 1.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **301.02**	(2) DO_{20} **419.73**	(3) TSP **350.44**
(**1**)		3.89978E-07	0.024977377
(**2**)	3.89978E-07		0.001920411
(**3**)	0.024977377	0.001920411	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) **des Protéines** d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	149551.3	30	5636.8	26.53124	2.32138E-07
(2) Salinité	4	41026.67	30	5636.8	7.278361	0.000320006
1x2	8	19840.73	30	5636.8	3.519858	0.005531685

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **258.8000**	(2) DO_{20} **432.9333**	(3) TSP **261.2000**
(**1**)		5.23822E-07	0.930821002
(**2**)	5.23822E-07		6.67742E-07
(**3**)	0.930821002	6.67742E-07	

Tableau 2.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **262.3111**	[2] **276.9778**	[4] **268.5333**	[8] **407.2000**	[16] **373.2000**
[0]		0.681528	0.861627	0.000294904	0.00384522
[2]	0.68152827		0.813042	0.000914007	0.01078634
[4]	0.861627162	0.813042		0.000478156	0.005999014
[8]	0.000294904	0.000914	0.000478		0.344403356
[16]	0.00384522	0.010786	0.005999	0.344403356	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) **des Protéines** d'*A. nummularia*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	46904.62	30	20320.71	2.308218	0.116837889
(2) Salinité	4	12419.87	30	20320.71	0.611193	0.657785356
1x2	8	49252.07	30	20320.71	2.423737	0.037606217

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) **des Protéines** d'*A. canescens*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	43076.36	30	5761.689	7.476342	0.002319981
(2) Salinité	4	6105.556	30	5761.689	1.059682	0.393516749
1x2	8	8471.022	30	5761.689	1.470232	0.209553555

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **499.4667**	(2) DO_{20} **605.0667**	(3) TSP **536.4000**
(**1**)		0.000641961	0.19272237
(**2**)	0.000641961		0.01908935
(**3**)	0.192722365	0.019089352	

3.8. Résultats de l'analyse statistique de la teneur des plantes en Lipides

Tableau 1. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV3**) de la teneur des plantes en Lipides.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Espèce	2	176329.3	89	19437.03	9.07182	0.000259627
(2) Engrais	2	41588.09	89	19437.03	2.139632	0.123713754
(3) Salinité	4	34888.88	89	19437.03	1.794969	0.136863321
1x2	4	378837.5	89	19437.03	19.4905	1.5115E-11
1x3	8	110401.9	89	19437.03	5.679977	7.8737E-06
2x3	8	19369.52	89	19437.03	0.996527	0.444453448
1x2x3	16	52772.55	89	19437.03	2.715052	0.001501258

Tableau 1.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ESPECE.

	(**1**) *A. halimus* **353.61**	(**2**) *A. nummularia* **297.22**	(**3**) *A. canescens* **422.22**
(**1**)		0.059650991	0.022559365
(**2**)	0.059650991		5.19701E-05
(**3**)	0.022559365	5.19701E-05	

Tableau 2. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) **des Lipides** d'*A. halimus*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	310982.4	29	25844.11	12.03301	0.00015665
(2) Salinité	4	64456.19	29	25844.11	2.494038	0.064763695
1x2	8	38401.73	29	25844.11	1.485899	0.205334023

Tableau 2.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **184.1667**	(2) DO_{20} **461.6667**	(3) TSP **415.0000**
(**1**)		6.79586E-05	0.000578159
(**2**)	6.79586E-05		0.433083206
(**3**)	0.000578159	0.433083206	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) **des Lipides** d'*A. nummularia*.

Source de variation	dl Effet	MC Effet	dl Erreur	MC Erreur	F	niveau p
(1) Engrais	2	63597.22	30	17916.67	3.549613	0.041337695
(2) Salinité	4	94027.78	30	17916.67	5.248062	0.002512384
1x2	8	55559.03	30	17916.67	3.100969	0.011321108

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **360.0000**	(2) DO_{20} **301.6667**	(3) TSP **230.0000**
(**1**)		0.242030516	0.012427804
(**2**)	0.242030516		0.152974516
(**3**)	0.012427804	0.152974516	

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **305.5555**	[2] **191.6667**	[4] **400.0000**	[8] **194.4444**	[16] **394.4445**
[0]		0.08113347	0.144901901	0.088446699	0.16919826
[2]	0.08113347		0.002488322	0.965178132	0.003126604
[4]	0.144901901	0.002488322		0.002790014	0.930425942
[8]	0.088446699	0.965178132	0.002790014		0.003501859
[16]	0.16919826	0.003126604	0.930425942	0.003501859	

Tableau 3. Résultats de l'Analyse de la variance (**AV2**) **des Lipides** d'*A. canescens*.

Source de variation	**dl Effet**	**MC Effet**	**dl Erreur**	**MC Erreur**	**F**	**niveau p**
(1) Engrais	2	423763.9	30	14763.89	28.70273	1.08079E-07
(2) Salinité	4	97222.22	30	14763.89	6.585136	0.000628479
1x2	8	31680.55	30	14763.89	2.145814	0.062196568

Tableau 3.1. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable ENGRAIS.

	(1) Témoin **511.6667**	(2) DO_{20} **228.3333**	(3) TSP **526.6667**
(**1**)		4.76518E-07	0.7376563
(**2**)	4.76518E-07		1.8797E-07
(**3**)	0.737656295	1.8797E-07	

Tableau 3.2. Résultats de Test de comparaison des moyennes pour la variable SALINITE.

	[0] **586.1111**	[2] **458.3333**	[4] **386.1111**	[8] **327.7778**	[16] **352.7778**
[0]		0.033320297	0.00151	9.25365E-05	0.000311765
[2]	0.033320297		0.217067	0.029930951	0.075254582
[4]	0.001509734	0.217067137		0.31662634	0.564949334
[8]	9.25365E-05	0.029930951	0.316626		0.665627182
[16]	0.000311765	0.075254582	0.564949	0.665627182	

Annexe 4. Matrice de corrélations des paramètres mesurés

	pH	CE	P_sol	K_sol	Na_sol	P_plante	K_plante	Na_plante	Chlorophylles	GLUCIDES	PROLINE	PROTEINES	LIPIDES
PH	1												
CE	-0.09996	1											
P_sol	-0.12212	-0.09606	1										
K_sol	**0.202987**	0.116904	-0.04719	1									
Na_sol	-0.16648	**0.802186**	-0.01177	0.165388	1								
P_plante	-0.04403	0.02469	0.054082	-0.13302	0.064113	1							
K_plante	**-0.26981**	**-0.29326**	0.155614	**-0.19304**	**-0.22682**	-0.0804	1						
Na_plante	**-0.39382**	**0.284082**	-0.01243	**-0.29754**	**0.357694**	0.04428	-0.01101	1					
Chlorophylles	0.08112	-0.16728	0.109597	0.129576	-0.09464	0.060439	0.001738	-0.10062	1				
GLUCIDES	**0.269696**	0.069833	-0.09033	0.004854	-0.13838	-0.05632	-0.11548	**-0.18336**	-0.13106677	1			
PROLINE	**-0.21745**	-0.08892	0.130568	-0.07327	0.037722	0.029605	**0.176084**	0.035312	0.0897752	**-0.38761**	1		
PROTEINES	**0.41912**	0.060318	0.039843	**0.401258**	0.072403	0.080544	**-0.27838**	**-0.42063**	0.01951091	0.101004	-0.15332	1	
LIPIDES	**0.198726**	0.03849	**0.173714**	**0.270617**	-0.01912	-0.06908	0.022162	-0.06263	0.02900903	0.014169	-0.08186	**0.221173**	1

Corrélations significatives marquées à p <0.05000. N=134

Annexe 5. Dispositifs expérimentaux

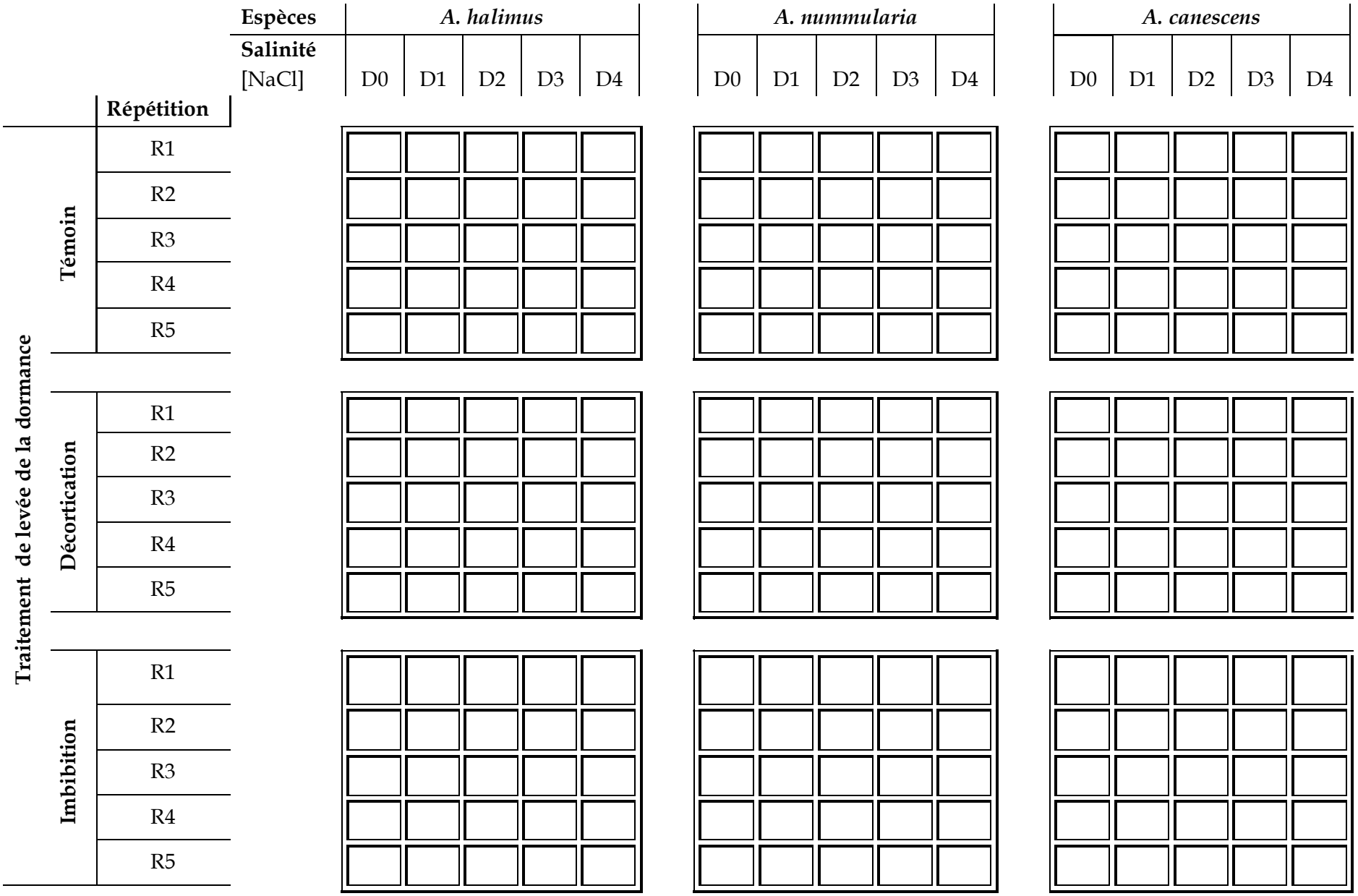


Figure 1. Dispositif expérimental **1**. (Testes de germination réalisé dans des boites de pétri en laboratoire).

Annexe 5. Dispositifs expérimentaux

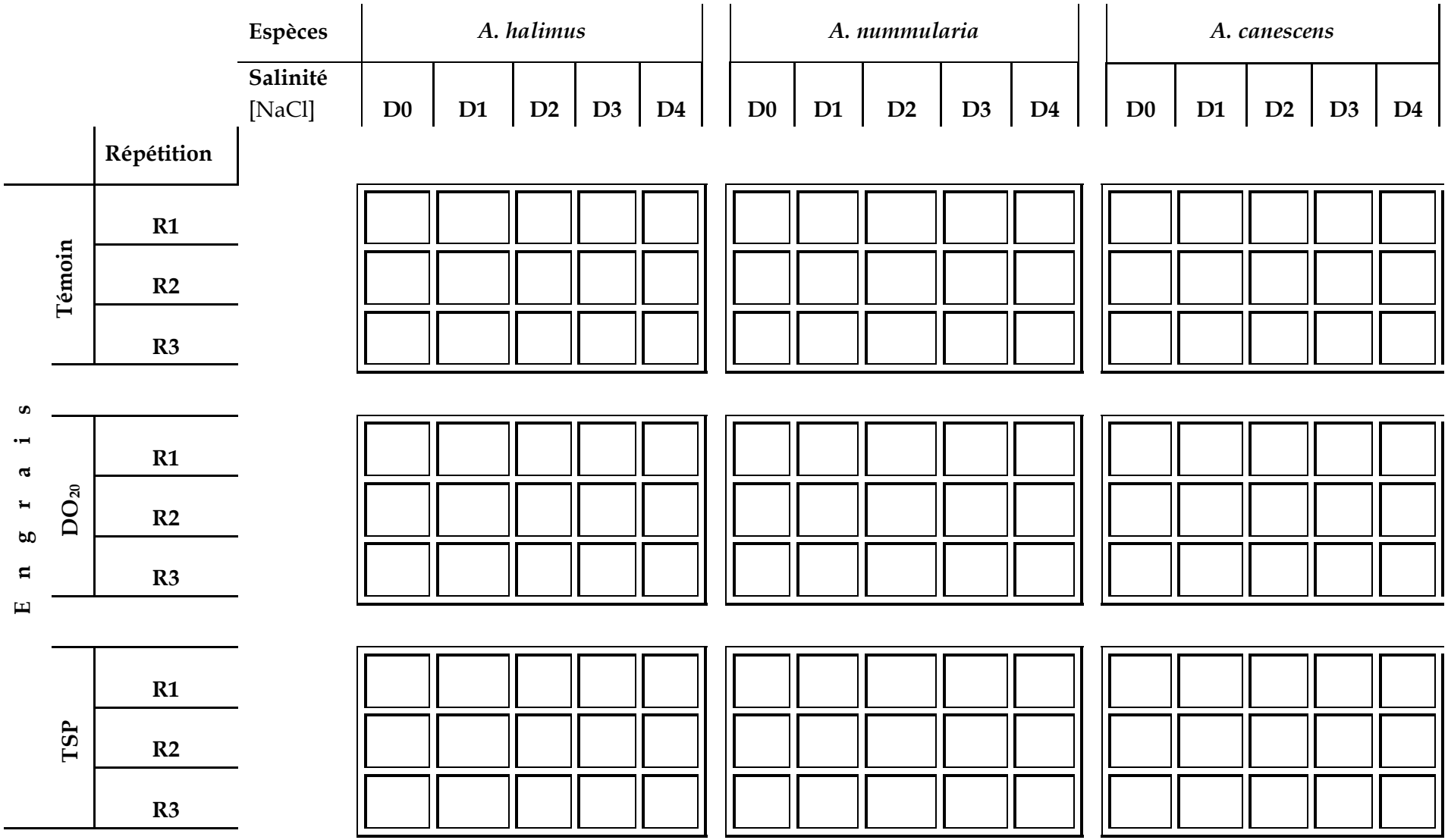


Figure 2. Dispositif expérimental **2**. (Essai réalisé dans des pots sur champs)

ملخص

يهتم هذا البحث بدراسة تأثير أفعال التداخل بين عنصري الفوسفور و كلورايد الصوديوم و ذلك على مستوى كل من التربة و النبات (جنس القطف *Atriplex*).

تم خلال التجربة إضافة أسمدة فوسفاتية و جرعات متزايدة من كلورايد الصوديوم , في صورة صلبة, إلى تربة الزرع ثم قمنا بمعايرة و قياس كل من حموضة التربة و مقدار التوصيل الكهربائي فيها و محتواها من الصوديوم والفوسفور و البوتاسيوم. قمنا كذلك بمعايرة محتوى النبات من الكلوروفيل و السكريات الكلية الذائبة والبرولين والبروتينات واللبيدات وكذلك محتواها المعدني من الفوسفور والصوديوم والبوتاسيوم. في سياق هذه الدراسة, عملنا كذلك على تقييم مستوى التنوع الوراثي بين الأنواع المدروسة وفقا لطريقة (PCR-RAPD) وعلى دراسة تأثير الإرهاق الملحي على كل من إنتاش البذور و على البنية التشريحية للنباتات.

إتضح من خلال النتائج المتحصل عليها بأن نباتات الأنواع المدروسة (القطف المحلي: *A. halimus* و الأمريكي: *A. canescens* و الأسترالي: *A. nummularia*) متباعدة وراثيا فيما بينها و ذلك على المستويين داخل النوع وما بين الأنواع .

أظهرت النتائج كذلك بأن للإجهاد الملحي تأثيرات على كل من المعايير الفزيولوجية و التشريحية و معايير التربة أين سجلت تراكمات لكل من الفوسفور والصوديوم أما البوتاسيوم فقد تميز بإنخفاض كميته خاصة عند تراكيز كلورايد الصوديوم العالية.

تبين كذلك أن للإجهاد الملحي آثار جلية على أنسجة الأعضاء المفحوصة كما أنه يعمل على خفض المحتوى البروتيني واللبيدي للنبات. أما فيما يعلق بالمحتوى النباتي للسكريات الكلية الذائبة والبرولين فقد إتضح بأنها تتراكم داخل أنسجة الأوراق وفق نظام يرتبط بالنوع المدوس أكثر من شدة الملوحة.

تميزكل من العنصرين الفوسفور والصوديوم بزياد كميتهما في التربة والنبات عند زيادة ملوحة الوسط مما يوحي عن إحتمال تدخل الفوسفور لمعاكسة تأثيرات الصوديوم وهذا يعكس وجود علاقة بين العنصرين P و Na و التي تتمثل في علاقة تداخل من نوع التوافقي.

الكلمات المفتاحية: نبات القطف, *Atriplex*, العائلة العجرمية, النباتات الملحية, الفوسفور (P), كلورايد الصوديوم (NaCl), التداخل المعدني, التنوع الوراثي, الملوحة, الإرهاق الملحي, السهوب, الجزائر.

Abstract

This work is a study of the interactions between phosphorus and sodium and their effects on the soil parameters and on plants of the *Atriplex* genus.

The experiment is to provide phosphate and increasing amount of sodium chloride (NaCl) to the culture substrate. The parameters measured at the soil include: pH, EC, Na, P, K and those at the plant level are: the Chlorophylls, Total Carbohydrates, Proline, total proteins and total lipids.

In addition, and after performing the characterization of genetic diversity among the studied species, we studied the impact of NaCl on germinated activities and on their anatomy.

The results obtained showed that the studied plant species differed greatly between them as wide as intra and interspecific.

Salinity has affected the anatomical, the physiological and the soil parameters where accumulations of Na and P were observed, while the rate of K decreased, especially under high salinity. Visible signs of the impact of salt stress were also visualized on the diagnosed tissue of some organs. In addition, rate of protein and lipids were diminished significatively. However, the soluble carbohydrates and proline showed an accumulation specific to the species rather than to the intensity of the salt stress.

Both in the soil and at the plant level, the rate of the P and Na was marked by a tendency of accumulation facing salt stress indicating a probable involvement of P in counteracting the effects of Na.

Keywords: *Atriplex*, Halophytes, Phosphorus, Sodium Chloride, Mineral interaction, Genetic diversity, Soil salinity, Salt stress, Steppe, Algeria.

Résumé

Ce travail est une étude des interactions entre le phosphore et le chlorure de sodium et de leurs effets sur les paramètres du sol et de la plante (genre *Atriplex*).

L'expérimentation consiste à apporter, sous forme solide, des phosphates et doses croissantes de chlorure de sodium (NaCl) au substrat de culture. Le pH, CE, Na, P, K représentent les paramètres mesurés au niveau du sol alors que les Chlorophylles, Sucres Solubles totaux, Proline, Protéines totales et Lipides totales sont ceux mesurés au niveau de la plante.

Après avoir réalisé une caractérisation de la diversité génétique, au moyen de la PCR-RAPD, entre les espèces étudiées, nous avons étudié l'impact du stress salin sur leur activité germinative ainsi que sur leur anatomie.

Les résultats obtenus ont montré que les plantes des espèces étudiées divergeaient grandement entre elles tant à l'échelle intra que interspécifique. L'apport de NaCl a affecté l'ensemble des paramètres anatomiques, physiologiques et ceux du sol où des fortes accumulations du Na et du P ont été observées, alors que le taux du K a diminué, notamment, sous haute salinité. Des signes visibles de l'impact du stress salin ont été aussi visualisés sur les tissus des organes diagnostiqués. En outre, le taux de protéines et de lipides ont sensiblement chuté. Toutefois, les glucides et la proline ont affiché une accumulation qui était plutôt spécifique à l'espèce qu'à l'intensité du stress salin.

Le taux Na et du P, dans le sol et au niveau de la plante, est marqué par une tendance d'accumulation face à l'accroissement du stress salin témoignant sur une implication probable du P pour contrecarrer les impacts du Na. Ceci, reflète l'existence d'une relation entre le P et le Na consistant à une interaction P-Na de nature synergiques.

Mots clés: *Atriplex*, halophytes, Phosphore, Chlorure de sodium, Interaction minérale, diversité génétique, Salinité des sols, Stress salin, steppe, Algérie.