

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DES SCIENCES  
AGRONOMIQUES

N° :.....



DOMAINE : SCIENCE DE LA NATURE  
ET DE LA VIE

FILIERE: SCIENCES AGRONOMIQUE

OPTION: PRODUCTION VEGETAL

Mémoire présenté pour l'obtention  
Du diplôme de Master Académique

Par: M<sup>elle</sup> KHADAR Fatima

M<sup>elle</sup> ZITOUNI Fatima

Intitulé

**Variation du comportement physiologique et  
biochimique chez deux espèces du genre  
*Artemisia* (*Artemisia herba alba* et *Artemisia  
campestris*) sous la contrainte saline.**

Soutenu devant le jury composé de:

Mr TELLACHE .S	M.A.A	Université de M'sila	Président
M <sup>me</sup> LALLOUCHE .B	M.C.B	Université de M'sila	Examineur
Mr TORCHIT. N	M.A.A	Université de M'sila	Rapporteur

Année universitaire : 2017/2018

# *REMERCIEMENT*

Nous remercions *DIEU* le tout puissant qui nous a donné la force et le courage de réaliser ce modeste travail.

Mes remerciements infinis et mes respects les sincères vont directement à mon encadreur **Mr TORCHIT Nadir**.

Je souhaite remercier tout d'abord les membres du jury, pour le temps précieux qu'ils ont accordé à ce travail : le Président **Mr TELLACHE.S** et Examinatrice **M<sup>eme</sup> LALLOUCHE .B**

Mes sincère remerciements tous les enseignants du département des sciences Agronomique, les membres de la bibliothèque.

Nous remercieront en particulière à **M<sup>elle</sup> Amina** , **M<sup>elle</sup> Mourzaka** , **Mr Yacine** ,**Mr Hicham**, **Mr Radouane**, **Mr Housin**, **M<sup>eme</sup> Chahra**, pour nous avoir accueilli dans leurs laboratoire, guidés et encouragés scientifiquement tout au long de ce travail.

A mes amis qui étudient dans les mêmes spécialités production végétal.

*Merci*

## *DEDICACES*

*À mes chère grand-mère*

*À mes chers parents*

*À mes frères et sœurs*

*À toute ma famille*

*À tous mes amis et collègues*

*Tous mes professeurs durant tous mes études*

***Zitouni.  
khadar***

## ***SOMMAIRE***

Dédicace

Remercîment

Sommaire

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction générale

### ***Partie bibliographique***

#### ***Chapitre I Généralités sur le genre Artemisia***

I-1-Présentation du genre <i>Artemisia</i>	20
I-2- Présentation de l' <i>Artemisia herba alba</i>	20
I-2-1-1-Origine	22
I-2-1-2-Répartition géographique	22
I-2-1-Origine et répartition géographique	21
I-2-2-Description botanique	23
I-2-2-1--Partie aérienne	23
I-2-2-2-Partie souterraine ou racinaire	24
I-2-3-Systématique et classification	25
I-2-5-Ecologie de la plante	26
I-2-6-Composition chimique	27
I-2-7-Usage de la plante	27
I-2-8-Toxicité	29
I-3-Présentation de l' <i>Artemisia campestris</i>	29

I-3-1-Origine et répartition géographique	30
I-3-1-1-Origine	30
I-3-1-2-Répartition géographique	30
I-3-2-Description botanique	31
I-3-3- Systématique et classification	32
I-3-4-Dénominations	32
I-3-5- Composition chimique	32
I-3-6- Usage de la plante	32
I-3-6-1-Usages traditionnels et médicinaux d' <i>Artemisia campestris</i>	32
I-3-6-2- usages biologiques	33

## ***Chapitre II Généralité sur la salinité***

II-1- Définition de la salinité	36
II-2- Origine de la salinité	36
II-2-1- Salinisation géologique	36
II-2-2- Salinisation marin et lagunaire	37
II-2-3- Salinisation anthropique	37
II-3- Causes de la salinité des sols	37
II-4- Types de la salinité	37
II-4-1- La salinisation primaire	37
II-4-2- La salinisation secondaire	38
II-5- les principaux sels solubles	38
II-5-1- Les carbonates	38
II-5-2- Les sulfates	38
II-5-3- Les chlorures	38
II-6- la Salinité dans le monde	38
II-7- la Salinité en Algérie	39
II-8- effet de la salinité	40
II-8-1- effet de salinité sur le sol	40

II-8-2- effet de la salinité sur les plantes	40
II-9- Caractéristique des sols salins	41
II-10- Classification des sols salés	43
II-11- Effets de la salinité sur les propriétés physiques, chimiques et biologiques du sol	44
II-11-1- Effets sur les propriétés physiques	44
II-11-1-1- effet sur la Structure	44
II-11-1-2- effet sur la stabilité structurale	44
II-11-1-3 - effet sur la perméabilité	45
II-11-1-4- effet sur disponibilité en eau	45
II-11-2- Effets sur les propriétés chimiques	45
II-11-3- Effet sur les propriétés biologiques	45
II-12- Mise en valeur des sols salés	46
II-12-1- Drainage	47
II-12-2- Lessivage	47
II-12-3- Réhabilitation par modification des pratiques culturales	47
II-12-5- La phytoremédiation	47

### ***Chapitre III Le stress et le stress salin***

III-1-Définition du stress	49
III-2- Types de stress	50
III- 2-2- Le stress abiotique	50
III-3-Le stress salin	51
III-4-Perception du stress	51
III-5-Transduction du signal	52

### ***Chapitre IV Les plantes et le stress salin***

IV-1- Action de salinité sur la germination	60
IV-2- Action de la salinité sur la croissance et le développement	61
IV-3- Action de la salinité sur la photosynthèse	62

IV-4- Action de salinité sur l'anatomie de feuille	63
IV-5- Action de la salinité sur les pigments photosynthétiques	63
IV-6- Action de la salinité sur la stabilité membranaire	63
IV-7- Action de la salinité sur la disponibilité en nutriments	64
IV-8- Action de la salinité sur le changement de conductivité hydraulique des tissus	65
IV-9- Action de la salinité sur le comportement biochimique de la plante	65
IV-10- Action de la salinité sur les métabolismes cellulaires	66
IV-11- Action de la salinité sur les enzymes anti oxydantes	66

### *Chapitre V Effet de salinité sur la plante*

V-1- Effet hydrique	69
V-2- Effet osmotique	69
V-3- Effet ionique	70
V-4- Effet nutritionnel	70
V-5- Effet oxydatif	70
V-6- Réponses des plantes face au stress salin	71
V-6-1- Les glycophytes	72
V-6-2- Les halophytes	72
V-7- La tolérance à la salinité	72
V-8- Mécanismes de la tolérance au stress salin	73
V-8-1- Inclusion	74
V-8-2- Exclusion	74
V-8-3- La réexcrétin	75
V-8-4- Ajustement osmotique et accumulation de solutés organique	76
V-8-4-1- Accumulation de la proline	76
V-8-4-2- Sucres solubles	77
V-8-4-3- Les bétaines	79

V-8-5- Sélectivité ionique ( $K^+/Na^+$ , $Ca^{++}/Na^+$ )	79
V-8-6- Régulation de la croissance	80
V-8-7- Synthèse d'antioxydants	50

### *Partie expérimentale*

#### *Chapitre VI Matériels et méthodes*

VI – 1- Objectif de l'étude	85
VI -2-Le matériel végétal	85
VI -2-1 Provenance du matériel végétal	85
VI -2-2 Analyse du sol des sites échantillonnés	86
VI -3-Conduite de l'essai	87
VI-4-Les paramètres étudiés	91
VI-4-1-Les paramètres de germination	91
VI -4-2-Les paramètres morphologique	91
VI -4-3-Les paramètres physiologique	93
VI-4-4-les paramètres biochimiques	95
VI -5– dispositif expérimentale	97
VI-6-Analyse statistiques	97

#### *Chapitre VII Résultats et discussion*

VII-1-Paramètre de germination	100
VII-2-Paramètre morphologique	104
VII-2-1- Effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne	104
VII-2-2-Effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine	108
VII-2-3-Effet de la salinité sur le poids frais total des plantes	113
VII-2-4-Effet de la salinité sur le poids sec total des plantes	117
VII-2-5- Effet de la salinité sur la surface foliaire	120
VI-3-Les paramètres physiologiques	124
VII-3-1- Effet de la salinité sur la perméabilité membranaire	124
VII-3- 2-Effet de la salinité sur la teneur en chlorophylle	127

VII-3-3- Effet de la salinité sur la teneur relative en eau	131
VII-3-4-Effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS)	134
VII-3-5-Effet de la salinité sur la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS)	137
VII-3-6-Effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS)	143
VII-3-7-Effet de la salinité sur la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS)	146
VII-4- les paramètres biochimiques	150
VII-4-1- Effet de la salinité sur la teneur de proline des feuilles	150
VII-4-2- Effet de la salinité sur la teneur de proline des racines	153
Conclusion générale	164
Référence	
Annexe	

***Liste des Tableaux***

<b>Tableau II-1</b> : Superficie affectée par la salinité dans le monde	39
<b>Tableau II-2</b> : Caractéristiques principales des sols salins et sodiques	42
<b>Tableau II-3</b> : Classification des sols salés	43
<b>Tableau VI-1</b> : Les données géographiques des sites échantillonnées.	86
<b>Tableau VI-2</b> : Caractéristique des substrats des sites échantillonnés	87
<b>Tableau VI-3</b> : Macro et Micro-élément de milieux Murashig et Skoog	89
<b>Tableau VI-4</b> : Composition de la solution du Fer-EDTA	90
<b>Tableau VI-5</b> : Dispositif expérimentale en randomisation total de l'essai de l'étude de deux espèces d' <i>Artemisia</i> ( <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestrice</i> ).	97
<b>Tableau VII-1</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du taux de germination final (effet traitement salin)	100
<b>Tableau VII-2</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du taux de germination final (effet espèce)	101
<b>Tableau VII-3</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du taux de germination final (effet interaction traitement salin×espèce)	101
<b>Tableau VII-4</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des tiges (cm) (effet traitement salin)	104
<b>Tableau VII-5</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des tiges (effet espèce).	105
<b>Tableau VII-6</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des tiges (Effet interaction traitement salin×espèce).	105
<b>Tableau VII-7</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des racines (cm) (effet traitement salin)	108
<b>Tableau VII-8</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des racines (effet espèce).	109
<b>Tableau VII-9</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des racines (effet interaction traitement salin×espèce).	110
<b>Tableau VII-10</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du poids frais total (effet traitement salin).	113

## Liste des Tableaux

<b>Tableau VII-11:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids frais total (effet espèce).	114
<b>Tableau VII-12:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids frais total (g) (effet interaction traitement salin×espèce).	114
<b>Tableau VII-13 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids sec total (effet traitement salin)	117
<b>Tableau VII-14 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids sec total (effet espèce)	118
<b>Tableau VII-15 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids sec total (g) (effet interaction traitement salin×espèce).	118
<b>Tableau VII-16- :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de surface foliaire (effet traitement salin)	121
<b>Tableau VII-17:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de surface foliaire (effet espèce).	121
<b>Tableau VII-18:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance surface foliaire (effet interaction Traitement salin× espèce)	122
<b>Tableau VII-19 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la perméabilité membranaire (effet traitement salin).	124
<b>Tableau VII-20 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la perméabilité membranaire (effet espèce).	125
<b>Tableau VII-21 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la perméabilité membranaire (effet interaction traitement salin×espèce).	126
<b>Tableau VII-22 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (effet traitement salin)	128
<b>Tableau VII-23:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (effet espèce).	129
<b>Tableau VII-24 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (effet interaction traitement salin×espèce).	129
<b>Tableau VII-25 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur relative en eau (effet traitement salin)	132
<b>Tableau VII-26 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur relative en eau (effet espèce).	132

## Liste des Tableaux

<b>Tableau VII-27:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur relative en eau (effet interaction traitement salin×espèce).	133
<b>Tableau VII-28 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)	135
<b>Tableau VII-29 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet espèce)	135
<b>Tableau VII-30 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).	136
<b>Tableau VII-31 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)	138
<b>Tableau VII-32 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS) (effet espèce)	138
<b>Tableau VII-33 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).	139
<b>Tableau VII-34 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)	143
<b>Tableau VII-35:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet espèce).	144
<b>Tableau VII-36 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).	144
<b>Tableau VII-37 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)	146
<b>Tableau VII- 38:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS) (effet espèce).	147
<b>Tableau VII-39:</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).	147
<b>Tableau VII-40 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline des feuilles (effet traitement salin).	150
<b>Tableau VII-41 :</b> Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de teneur de proline des feuilles (effet espèce)	151

## Liste des Tableaux

<b>Tableau VII-42</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de Teneur de proline des feuilles (effet interaction traitement salin×espèce).	151
<b>Tableau VI-43</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline de racines (effet traitement salin)	153
<b>Tableau VII-44</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline des racines (effet espèce)	154
<b>Tableau VII-45</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline des racines (effet interaction traitement salin× espèce).	154
<b>Tableau VII-46</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des feuilles (effet traitement salin)	157
<b>Tableau VII-47</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des feuilles (effet espèce).	157
<b>Tableau VII-48</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des feuilles (effet interaction traitement salin× espèce).	158
<b>Tableau VII-49</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des racines (effet traitement salin)	160
<b>Tableau VII-50</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des racines (effet espèce)	160
<b>Tableau VII-51</b> : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des racines (effet interaction traitement salin×espèce).	161

*Liste des figures*

<b>Figure I-1</b> : L'Armoise ; <i>Artemisia herba-alba</i> (A) à la fin de la saison de fleuraison; (B) après séchage	23
<b>Figure I-2</b> : Morphologie générale de plante d' <i>Artemisia herba alba</i>	24
<b>Figure I-3</b> : Morphologie de la feuille d' <i>Artemisia herba alba</i>	24
<b>Figure I-4</b> : Morphologie de la fleur d' <i>Artemisia herba alba</i>	25
<b>Figure I-5</b> : Armoise rouge ; <i>Artemisia campestris</i> station de Djelfa	30
<b>FigureV-1</b> : Diversité de la tolerance à la salinité chez quelques espèces végétales	73
<b>FigureV-2</b> : Effet du stress salin et mécanismes de régulation de la tolérance à la Salinité	74
<b>FigureV-3</b> : Stratégies d'inclusion et d'exclusion chez les plantes	75
<b>Figure V-4</b> : Fonctions de la proline chez les plantes	77
<b>Figure V-5</b> : Synthèse des principaux mécanismes cellulaires de perception, signalisation et réponse au stress salin (NaCl) chez la plante	78
<b>Figure VI-1</b> : Les graines d'Armoise rouge et blanche récoltées après décortication	86
<b>Figure VI-2</b> : Conduite de l'essai de germination	88
<b>Figure VI-3</b> : Préparation de milieu de culture MS	90
<b>Figure VI-4</b> : La mise en culture des graines sous l' hotte	90
<b>Figure VI-5</b> : La mise en place en chambre de culture	91
<b>Figure VI-6</b> : La séparation des deux parties (feuille et racine) pour faire la mesure de la longueur	92
<b>Figure VI-7</b> : La détermination de la surface foliaire sur un papier millimétré	92
<b>Figure VI-8</b> : Mesure la perméabilité membranaire des feuilles par la conductimètre	93
<b>FigureVI-9</b> : Broyage et filtration des extraits des feuilles d' <i>Artemisia</i> pour la dosag chlorophylle.	94
<b>Figure VI-10</b> : Centrifugation des extraites à 3000rpm pour dosages des ions	95
<b>Figure VI-11</b> : Dosage de proline des feuilles et racines des plantes	95
<b>Figure VI-12</b> : Les extraits des feuilles et racines pour le dosage des sucres totaux	96
<b>Figure VI-13</b> : Le dispositif expérimental en randomisation total à deux facteurs adopté	98

## Liste des figures

<b>Figure VII-1</b> : Effet de la salinité sur le taux de germination final des deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	102
<b>FIGURE VII-2</b> : germination des graines d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Artemisia campestris</i> sous la salinité.	102
<b>Figure VII-3</b> : Effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne des deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	106
<b>Figure VII-4</b> : la longueur des tiges et des racines dans les deux plants sous la contrainte de la salinité	108
<b>Figure VII-5</b> : Effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine des deux espèces ( <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i> )	111
<b>Figure VII-6</b> : Effet de la salinité sur le poids frais des deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	115
<b>Figure VII-7</b> : Effet de la salinité sur le poids sec total chez deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	119
<b>Figure VII-8</b> : Effet de salinité sur La surface foliaire des deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	123
<b>Figure VII-9</b> : Effet de salinité sur La perméabilité membranaire des deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i> .	127
<b>Figure VII-10</b> : Effet de salinité sur la teneur en chlorophylle chez deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i> .	130
<b>Figure VII-11</b> : Effet de salinité sur la teneur relative en eau chez deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	133
<b>Figure VII-112</b> : Effet de la salinité sur la teneur de sodium des feuilles chez les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	137
<b>Figure VII-13</b> : Effet de la salinité sur la teneur de sodium des racines pour les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i> .	140
<b>Figure VII-14</b> : Effet de la salinité sur la teneur de potassium des feuilles pour les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i> .	145
<b>Figure VII-15</b> : Effet de la salinité sur la teneur de potassium des racines pour les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	148
<b>Figure VII-16</b> : Effet de la salinité sur la teneur de proline des feuilles chez les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i> .	152

## Liste des figures

---

<b>Figure VII-17:</b> effet de la salinité sur la Teneur de proline des racines chez les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	155
<b>Figure VII-18:</b> Effet la salinité sur la Teneur en sucre des feuilles pour les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	159
<b>Figure VII-19:</b> Effet de la salinité sur la teneur de sucre des racines chez les deux espèces <i>Artemisia herba alba</i> et <i>Artemisia campestris</i> .	162

## LISTE DES ABREVIATIONS

**ABA** : Acide abscissique

**AC** : *Artemisia campestris*

**AH** : *Artemisia herba alba*

**APX**: ascorbate peroxydase

**C** : carbone

**Ca<sup>+2</sup>** : calcium

**Cl** : Ion chlorure

**CO<sub>2</sub>** : Hydroxyde de carbone

**C** : concentration

**CV** : coefficient de variation

**CAT**: catalase

**CDPKs** : protéines Kinases dépendantes du calcium

**DHAR** : déshydroascorbate

**DO** : densité optique

**EAO** : Espèces Activées de l'Oxygène

**FOA** : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

**H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>** : Peroxyde d'hydrogène

**HNO<sub>3</sub><sup>-</sup>** : Nitrate

**K<sup>+</sup>** : potassium

**LEA** : Late Embryogenesis Abundant

**MDRHA**: monodéshydroascorbate réductase

**MF** : Matière Fraiche

**MS** : Matière Sèche

**Na<sup>+</sup>** : ion sodium

**NO<sub>3</sub><sup>-</sup>** : Nitrate

**NaCl** : Chlorure de Sodium

**NADPH** : Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate

**O<sub>2</sub><sup>•-</sup>** : Anion superoxyde

**<sup>1</sup>O<sub>2</sub>** : Oxygène singulet

**OH<sup>•</sup>** : Radical hydroxyle

**PCD**: programmed cell death

**PA** : phosphatidique

**pH** : potentiel Hydrogène

**ROS** : Espèce Réactive de l'Oxygène

**SOS**: Salt Overly Sensitive

**TG%** : Temps de Germination

**TRE** : Teneur relatif en eau

**T** : traitement

## **Unites**

**C°** : degré Celsius

**CE** : conductivité électrique

**m<sup>2</sup>** : mètre carre

**m** : mètre

**Cm** : centimètre

**mm** : millimètre

**mM** : milli molaire

**S.m<sup>-1</sup>** : siemens par mètre

**ms.cm<sup>-1</sup>** : milli siemens par centimètre

**mg** : milligramme

**µg** : microgramme

**g / l** : gramme par litre

**ha** : hectare

**%** : pourcentage

**CE** : conductivité électrique

**meq** : milliéquivalent

**Mmhos/cm** : millimohs/centimètre

## Introduction générale :

La salinité est l'une des contraintes abiotiques les plus impliquées dans la limitation du développement et de la croissance des plantes dans leurs habitats naturels (Shanon, 1989). Ce phénomène s'accroît notamment dans les régions arides et semi arides, car les fortes évaporations accompagnées de l'irrégularité des précipitations font accumuler les sels en surface.

En Algérie une grande partie des terres se caractérise par un climat aride et semi-aride et qui sont touchées par le phénomène de salinisation, 3.2 millions d'hectares de terres sont affectés (Hamdy, 1999).

L'une des solutions proposées en vue de réhabiliter ces zones, la sélection d'espèces végétales capable de s'adapter à la sécheresse et de tolérer la salinité, constituent une alternative efficace et rentable à ce phénomène. Parmi les espèces candidates à la reconstitution de ces zones dégradées le genre *Artemisia*. Les caractéristiques morphologiques et physiologiques de d'espèces appartenant à ce genre tel que l'*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris* constituent un réservoir de plantes bien adaptées à ces conditions et qui méritent d'être analysées et exploitées.

Très peu de données sont disponibles sur le comportement d'espèces du genre *Artemisia* vis à vis de la salinité, c'est dans ce contexte que notre travail a été orienté. Afin d'évaluer le comportement d'espèces de plantes vis-à-vis de la salinité dans des conditions précises et bien contrôlées la technique *In vitro* a été utilisée.

L'objectif principal du présent travail est de :

- d'évaluer les effets de la contrainte saline sur la croissance, la physiologie et la biochimie des deux espèces étudiées (*Artemisia herba alba* et l'*Artemisia campestris*) ;
- Mettre en évidence les similarités et les variations du comportement des deux espèces en conditions de salinité.

# *Partie bibliographique*

# **Chapitre I :**

## *Généralités sur le genre Artemisia*

## I-1-Présentation du genre *Artemisia*

Le genre *Artemisia* appartient à la famille des Astéracées : c'est l'un des genres les plus répandus et les plus étudiés de cette famille ; il contient un nombre variable d'espèces allant jusqu'à 400 espèces, réparties dans le monde (Mucciarelli et Maffei, 2002).

Plus d'une dizaine d'espèces ont été déterminées en Algérie ; certaines sont rares et disséminées en hautes montagnes, ou cantonnées dans certaines limites; d'autres sont au contraire particulièrement abondantes et répandues sur de grandes étendues (Baba Aissa, 2000).

Les Romains au premier siècle ont utilisé des capitules sèches obtenues à partir de plusieurs espèces du genre *Artemisia*, pour le traitement de la maladie causée par l'ascaris, l'enterobius, des infections du ver solitaire et il est devenu un élément important de la pharmacopée au début du 20<sup>ème</sup> siècle (Seddiek et al, 2011). Des espèces *Artemisia* ont été la source des remèdes (Lim et al, 2013) telles que *l'Artemisia herba alba*, *l'Artemisia campestris*.

Les espèces qui appartiennent au genre *Artemisia* possèdent des propriétés thérapeutiques, et non seulement elles sont utilisées dans la médecine traditionnelle, mais aussi dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique (Mirjalili et al, 2007), les parties de la plante utilisées en phytothérapie sont notamment les feuilles et les sommités fleuries (Mucciarelli et Maffei., 2002). Il a été rapporté que le genre *Artemisia* est riche en métabolites secondaires tels que les flavonoïdes, les acides caféoylquiniques, les coumarines, les huiles essentielles (Kundan et Anupam, 2010).

## I-2-Présentation de *l'Artemisia herba alba*

Connue depuis des millénaires, l'armoise blanche a été décrite par l'historien grec Xénophon au début du IV<sup>ème</sup> siècle avant J-C, dans les steppes de la mésopotamie. Elle a été ensuite répertoriée en 1779 par le botaniste espagnol Ignacio Claudio de Asso y del Rio. C'est une plante essentiellement fourragère, très appréciée par le bétail, elle présente une odeur caractéristique d'huile de thymol et un goût amer d'où son caractère astringent (Eloukili, 2013).

*L'Artemisia herba alba*, ou encore l'armoise blanche désignée en arabe sous le nom de « chih » de la famille des Astéracées, pousse généralement en touffes de tailles réduites. C'est

une plante à différents usages. Elle se caractérise par sa richesse en huile essentielle de composition différente qui a conduit à la définition de plusieurs chémotypes; sa forte valeur fourragère et son rôle écologique très important contre l'érosion et la désertification (Bouzidi, 2016).

La variabilité intra-spécifique existante au sein de l'espèce *A. herba-alba* peut être d'origine géographique, génétique, saisonnière ou même écologique (sol, humidité, etc.) (Zaimet al, 2012).

Historiquement l'armoise a été un genre productif dans la recherche de nouveaux composés biologiquement actifs. Les investigations phytochimique ont montré que ce genre est riche en sesquiterpènes, monoterpènes, flavonoïdes et coumarines (Khiredine, 2012).

L'armoise blanche « *Artemisia herba alba* » est une plante médicinale et aromatique utilisée depuis longtemps dans la médecine traditionnelle algérienne. C'est l'armoise la plus connue en Algérie, elle est très abondante sur les Hauts Plateaux (Bouzidi, 2016). L'armoise blanche est considérée comme matière pleine de substances médicinales et nutritionnelles (plante fourragère), elle est aussi une source de substances (huile essentielle) qui possèdent des effets remarquables sur le plan biologique (Eloukili, 2013).

### **I-2-1-Origine et répartition géographique :**

Un grand nombre d'armoises (environ 250 espèces) sont réparties à travers l'hémisphère Nord. Plus d'une dizaine d'espèces ont été déterminées en Algérie ; certaines sont rares et disséminées en hautes montagnes, ou cantonnées dans certaines limites; d'autres sont au contraire particulièrement abondantes et répandues sur de grandes étendues, par exemple : *Artemisia herba alba* (chih), espèce typique du paysage steppique et saharien. Leur détermination n'est pas très délicate, d'autant qu'elles sont pour la plupart, vivaces et aromatiques (Baba Aissa, 2000).

Arbrisseau méditerranéen qui abonde au Moyen-Orient, dans le Sud Algérien et au Maroc sur des sables profonds (Boullard, 2001). L'armoise blanche présente une vaste répartition géographique couvrant, en Algérie, environ 4 millions d'hectares et se développe dans les steppes argileuses et les sols tassés relativement peu perméables. Elle se trouve sur les dayas, les dépressions et les secteurs plus ou moins humide. Elle constitue un moyen de lutte contre l'érosion et la désertification (Ayad et al, 2013).

### I-2-1-1-Origine

*Artemisia* est le nom de genre des armoises, il provient de celui de la déesse grecque de la chasse Artémis, la Diane des romains, patronne des vierges à cause des bienfaits de cette herbe. *Herba alba* signifie herbe blanche (Eloukili, 2013). Le genre *Artemisia* fait l'objet de nombreux travaux scientifiques mettant en évidence des activités variées (Willcox, 2009). Ce genre comprend des plantes médicinales importantes qui font actuellement l'objet d'une attention phytochimique en raison de leur diversité biologique et chimique (Baba Aissa, 2000).

### I-2-1-2-Répartition géographique

L'Armoise est largement répandue depuis les îles Canaries et le sud-est de l'Espagne

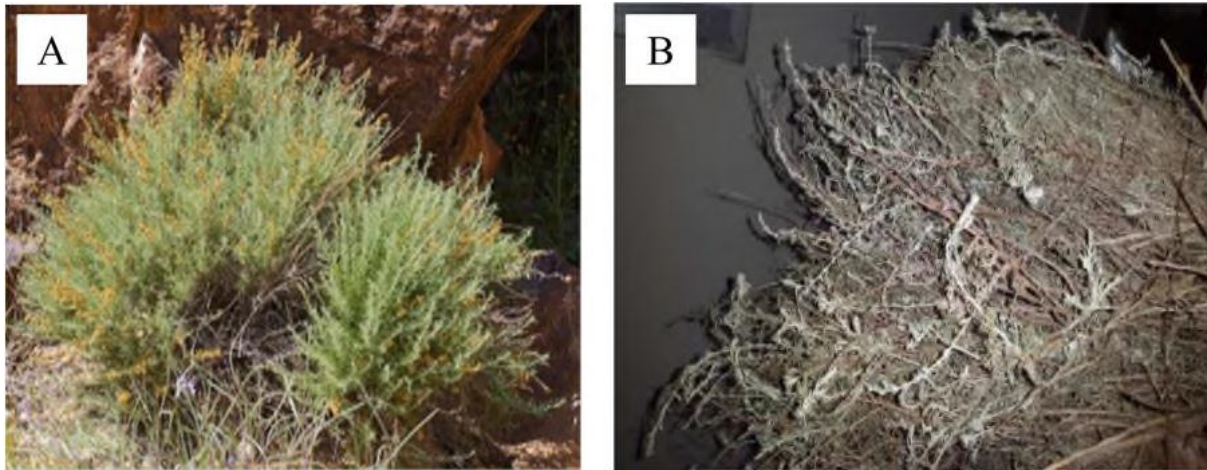
Jusqu'aux steppes d'Asie centrale (Iran, Turkménistan, Ouzbékistan) et à travers l'Afrique du nord, l'Arabie et le Proche-Orient. En Afrique du nord, cette espèce couvre d'immenses territoires évalués à plus de dix millions d'hectares, *Artemisia herba-alba* est absente des zones littorales nord et se raréfie dans l'extrême sud (Nabli, 1989).

*L'Artemisia herba alba* est une plante spontanée très répandue en Afrique du nord et au moyen orient, Elle affectionne les climats secs et chauds, et existe sous forme de peuplements importants dans les zones désertiques. C'est une plante steppique des régions irano-touraniennes, prédominante dans les steppes d'Espagne ainsi que dans le désert de Sinaï (Eloukili, 2013).

En Algérie, *l'Artemisia herba alba*, couvre près de six millions d'hectares dans les steppes, elle se présente sous forme de buissons blancs, laineux et espacés (Eloukili, 2013).

## I-2-2-Description botanique

L'*Artemisia herba alba* Asso, est un arbuste nain vivace (Kavishankar et al, 2011 ; Al-Khazraji et al, 1993).



**Figure I-1 : L'Armoise ; *Artemisia herba-alba* (A) à la fin de la saison de fleuraison; (B) après séchage (Messai, 2011).**

### I-2-2-1--Partie aérienne

**-Tiges :** ses tiges sont florifères et élancées, un peu velues (Ozenda, 1983; Baba Aissa, 2000). Ou partie ligneuse, ramifiée de 30 à 50 centimètres de long, très feuillée avec une couche épaisse, la touffe des tiges est plus importante selon la pluviométrie (Ozenda, 1985).

**-Feuilles :** ses feuilles sont oblongues, découpées en segments de couleur vert foncé sur la face et blanc cotonneux sur leur partie inférieure (Ozenda, 1983; Baba Aissa, 2000). Elles sont courtes, alternées, très divisées, laineuses, blanches, pubescentes et pennatifides. Elles diminuent de taille au fur et à mesure que les rameaux s'allongent. Cette diminution de taille des feuilles entraîne une réduction considérable de la surface transparente, et par conséquent, permet à la plante de résister à la sécheresse (Pourrat, 1974).

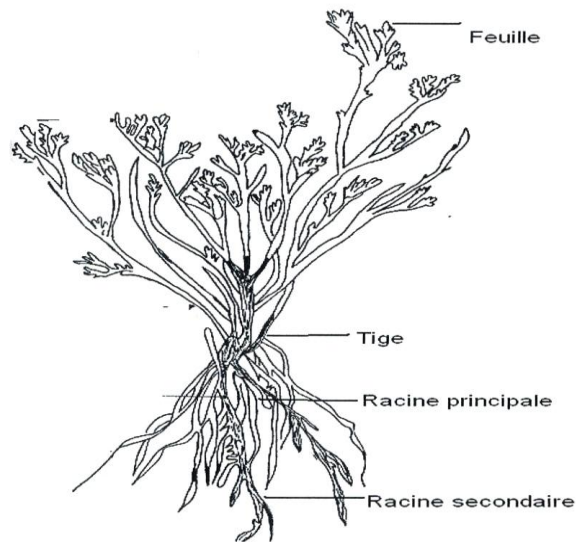
**-Fleurs :** elles sont groupées en grappes, à capitules très petites (3/1.5 mm) et ovoïdes. L'involucre est à bractées imbriquées, le réceptacle floral est nu avec 2 à 5 fleurs jaunâtres par capitule toutes hermaphrodites (Pottier, 1981). La formule florale correspondante est :  $5S+5P+5E+2C$ . Le calice est pentamère et est toujours réduit, la corolle est gamopétale et pentamère et peut se présenter sous trois formes différentes : tubuleuse, bilabée ou

ligulée (Goris. A, 1967), elle dégage une odeur très forte, parfois désagréable (Ozenda, 1983; Baba Aissa, 2000).

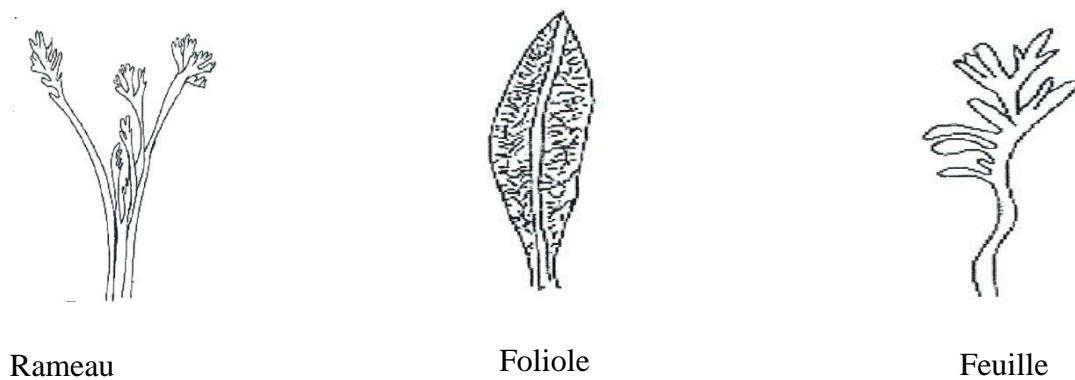
-**Fruits** : sont des akènes (Ghrabi et Al-Rowaily, 2005), et les fruits sont groupés en grappes (Khiredine, 2012).

**I-2-2-2-Partie souterraine ou racinaire**

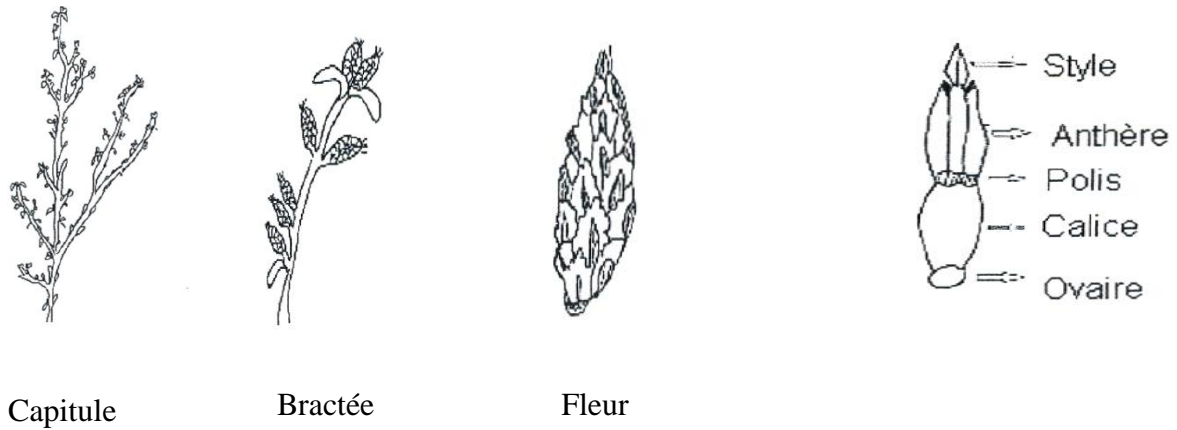
Elle se présente sous forme d'une racine principale, ligneuse et épaisse, bien distincte des racines secondaires et qui s'enfonce dans le sol tel un pivot. La racine pénètre profondément jusqu'à 40 à 50 centimètres et ne se ramifie qu'à cette profondeur (Aidoud, 1983).



**Figure I-2:** Morphologie générale de plante d'*Artemisia herba alba* (Eloukili, 2013).



**Figure I-3:** Morphologie de la feuille d'*Artemisia herba alba* (Eloukili, 2013).



**Figure I-4:** Morphologie de la fleur d'*Artemisia herba alba*(Eloukili, 2013).

### I-2-3-Systématique et classification

La classification de l'*Artemisia herba alba* la plus utilisée dans la systématique du genre *Artemisia* est celle donnée par Quenzel et Santa(1963), et que nous pouvons résumer comme suit:

**Embranchement :** Phanérogames

**Sous-embranchement :** Angiospermes

**Classe:** Dicotylédones gamopétales

**Sous-classe :** Gamopétale Epigynes Isotémones

**Ordre :** Astérales

**Famille :** Syntherées ou composées

**Sous-famille :** Tubiliflores

**Tribu :** Anthémidées

**Genre :** *Artemisia*

**Espèce :** *Artemisia herba alba osso*

### 1-2-4-Dénominations

**Nom scientifique :** *Artemisia herba-alba* Assoou *Artemisia incultadel* (Nabli, 1989).

**Nom vernaculaires :** Alala, Chih, Abelbel, Toumgalle, Zen, lfsi, et Odessir (Ozenda, 1985).

**Nom en arabe :** Chih (Benjaliet Richard, 1980 ; Al-Khazrajiet al, 1993; Seddieket al, 2011).

**Noms en français :** Armoise blanche (El Rhaffari, 2008).

**Noms en anglais:** Desertwormwood ou white wormwood (Al-Khazrajiet al., 1993 ; Seddieket al., 2011; Abass, 2012).

### I-2-5-Ecologie de la plante

L'armoise blanche est une plante peuplant les steppes argileuses, pâturages rocaillieux et terreux des plateaux (El Rhaffari, 2008), on la trouve dans les régions où le climat est aride ou semi-aride (Bouldjadj, 2009).

L'armoise blanche existe dans les bioclimats allant du semi-aride jusqu'au saharien.

Elle est indifférente aux altitudes et peut vivre dans les régions d'hiver chaud à frais. Dans le sud, cette plante pousse sur les sols bruns steppiques de texture moyenne et en extrême sud sur les sols sableux. Elle résiste à la sécheresse, supporte le gypse et des niveaux de salinité modérément élevés (Nabli, 1989). Elle constitue un moyen de lutte contre l'érosion et la désertification (Ayad et al, 2013).

Elle se développe dans les steppes argileuses où les précipitations sont de l'ordre de 200mm/an. Son développement est lié à la nature du sol. En effet, il faut qu'il soit peu perméable, tassé et colmaté (Celles, 1980). Accompagnée de l'alfa « *stippatenassisima* », elle couvre souvent de très grandes superficies dans les hauts plateaux. Sa présence est plus fréquente en bordure des oueds et dans les dayas (dépression de la steppe à sol imperméable qui sont des secteurs plus ou moins humides) (Pouget, 1989).

## I-2-6-Composition chimique

*Artemisia herba alba* est une plante riche en métabolites secondaires qui offrent leur vertus médicinales, parmi ces métabolites on trouve des constituants volatiles, l'huile essentielle, des constituants non volatiles tel que les flavonoïdes et sesquiterpènes lactones. L'huile est diversifiée qualitativement et quantitativement mais, selon Mohamed et al,(2010) l'armoise blanche a des composants majeurs comme le camphre,  $\alpha$ -Thujone,  $\beta$ -Thujone, 1,8-cinéole et les dérivés de chrysanthényle.

La plante d'*Artemisia herba alba* présente un taux de cellulose beaucoup moins élevé que ne laisse préjuger son aspect (17 à 33%). La matière sèche apporte entre 6 et 11 % de matière protéique brute dont 72% est constitué d'acides aminés. Le taux de bêta carotène varie entre 1.3 et 7 mg/kg selon les saisons (Fenardji et al, 1974).

La valeur énergétique de l'armoise blanche, très faible en hiver (0.2 à 0.4 UF/kg MS), augmente rapidement au printemps (0.92 UF/kg MS) pour diminuer en été (0.6 UF/kg MS). En automne, les pluies de septembre provoquent une nouvelle période de croissance et la valeur énergétique augmente de nouveau (0.8 UF/kg MS) (Aidoud, 1989).

## I-2-7-Usage de la plante

**I-2-7-1-Usage alimentaire :** En alimentation, l'armoise blanche est considérée comme l'arôme de certaines boissons comme le thé ou le café. Néanmoins, son usage dans l'industrie alimentaire reste très limité à cause de la toxicité de la bêta thujone dont le taux ne doit pas dépasser 5mg/kg (Bendjilali et al, 1984).

**I-2-7-2-Activité antimicrobienne:** Il a été prouvé en 1979 que l'huile essentielle de *Artemisia herba alba* est active contre quatre souches bactériennes : deux Gram+ (*staphylocoques* et *streptocoques*) et deux Gram- (*Escherichia coli* et *Salmonella typhosa*) et ceci en inhibant leur croissance « activité bactériostatique » (Eloukili, 2013).

L'effet antispasmodique de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba* Asso a été expérimentalement 100-1000 fois plus élevé que l'effet antibactérien observé (Yashphe et al, 1987). Elle est très intéressante d'un point de vue pharmaceutique en raison de leurs propriétés antimicrobiennes en addition de l'extrait (Mighri et al., 2010 ; Al-Khazraji et al., 1993), aussi l'huile des feuilles de la plante exerce une toxicité sur les adultes du bruché

*Acanthoscelides obtectus* et la mite *Tineola bisselliella* ainsi entraîne une diminution de la fécondité de ces derniers (Tani et al., 2010).

Outre, l'extrait aqueux et l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba* ont une activité antileishmanienne contre *Leishmania major* (Hatimi et al., 2000).

**I-2-7-3-Usages traditionnels et médicinaux :** L'armoise blanche possède une grande renommée dans la médecine traditionnelle, elle est largement utilisée dans la médecine populaire (Benjilali et Richard, 1980).

La plante pourrait constituer un bon adjuvant pour combattre l'obésité, le stress oxydatif (Abass, 2012). Plusieurs chercheurs ont indiqué que *Artemisia herba alba* possède des activités Antihelminthiques (Mighri et al, 2010; El Rhaffari, 2008 ; Al-Khazraji et al, 1993). Anti-parasitaire, antibactérien, antiviral, anti-malarien, antipyrétique, antispasmodique et antihémorragique (Boudjelal, 2013), dans le désordre gastrique tel que la diarrhée et les douleurs abdominales. Elle est aussi utilisée en tant que remède de l'inflammation du tractus gastro-intestinal (Gharabi, 2008), et traitement de la bronchite (El Rhaffari, 2008 ; Mighri et al, 2010 ; Seddiek et al, 2011), outre ses racines sont indiquées contre certains troubles nerveux (Baba Aissa, 2000).

De loin le remède le plus fréquemment cité dans la bibliographie est l'utilisation de l'*Artemisia herba alba* dans le traitement du diabète Sucré (Twaijha et Al-badrel, 1988). Plusieurs études scientifiques ont également prouvées l'efficacité de l'armoise blanche en tant qu'agent antidiabétique (Boudjelal, 2013), pour le traitement du diabète sucré, les recherches révèlent que l'administration orale de 0,39 g / kg de poids corporel de l'extrait aqueux des parties aériennes a produit une réduction significative du taux de glucose dans le sang (Al-Khazraji et al, 1993 ; Iriadam et al, 2006 ; Ribnicky et al, 2004).

Hamza et ses collaborateurs (2011) trouvent que l'extrait hydro-alcoolique d'*Artemisia herba alba* avait aussi des effets anti-hypercholestérolémie et anti hypertriglycémie.

**I-2-7-4-Usage fourragère:** *Artemisia herba alba* est une plante à une valeur nutritive, pastorale bénéfique pour maintenir un équilibre favorable de la microflore, la suppression des protozoaires, l'augmentation de l'absorption d'azote et de réduire la production de méthane (Gholamrezaie et al, 2013). Cette plante pourrait constituer un substitut de choix dans la ration alimentaire ovine, ce qui permet de réduire les coûts de l'alimentation surtout en années

sèches; et donner éventuellement une meilleure qualité organoleptique de la viande au consommateur. On l'utilise notamment comme vermifuge chez les ovins (Nabli, 1989).

L'armoise blanche est la principale espèce végétale pâturée surtout au printemps et en été. Elle constitue une source très importante pour le cheptel. La biomasse de cette plante steppique constitue un aliment de substitution pour l'élevage du bétail en période de disette, malgré les variations de composition qu'elle présente au cours des quatre saisons de l'année et que son utilisation peut aider au développement de l'élevage ovin dans certaines régions d'Algérie (Fenardji et al, 1974).

En effet la valeur énergétique de l'armoise blanche est de l'ordre de 0.45 UF/ Kg MS. Cette plante présente un équilibre harmonieux entre le calcium (0.5%) et le phosphore (0.07%). Elle est assez riche en cellulose (26,73%) (Ayed et al, 2014).

### **I-2-8-Toxicité**

A forte dose, l'armoise est abortive, neurotoxique et hémorragique. La thuyone constitue la substance toxique et bioactive dans l'armoise et la forme la plus toxique est l'alpha-thuyone. Elle a des effets convulsivants (Aouadhi, 2010) et aussi la grande consommation de l'armoise blanche a un effet purgatif, en particulier sur les moutons, et peut causer la mort des jeunes agneaux (Ghrabi et Al-Rowaily, 2005).

### **I-3-Présentation de l'*Artemisiacampestris***

La plante d'*Artemisiacampestris* de la famille Astéracées, pousse spontanément dans le monde, Elle est très utilisée dans la médecine traditionnelle contre plusieurs maladies.

*Artemisiacampestris*, est connue sous l'appellation « dgouft », poussant dans la steppe et le désert (Bakchiche et al, 2013). Les populations du sud l'utilisent pour calmer les troubles digestifs, les maux abdominaux ainsi que les nausées, En usage externe, elle cicatrise les plaies et les brûlures (Temani, 2005).

C'est une espèce particulièrement polymorphe, à l'intérieur de laquelle on a décrit de très nombreux taxons infra-spécifique, sous espèces, variétés, de valeur médiocre, très localisées, et correspondant souvent à des variations stationnelles (Berrouane, 2014).

### I-3-1-Origine et répartition géographique

#### I-3-1-1-Origine

Le genre *Artemisia* sont des arbustes aromatiques, qui poussent de façon spontanée dans plusieurs régions de l'hémisphère nord de la terre, surtout dans les zones semi arides et le bassin méditerranéen, et s'étendent jusqu'à l'Himalaya (Vernin et al ,1995), dans l'hémisphère sud elles sont trouvées en Afrique du sud, l'Australie et l'Amérique du sud, d'après Kyeong (2007).

#### I-3-1-2-Répartition géographique

Le genre *Artemisia*, disposé autour du monde, pousse spontanément dans l'hémisphère nord ; onze espèces ont été recensées dans la flore de l'Algérie (Berrouane, 2014).

Espèce présente dans toute l'Europe, à l'exception des zones arctiques et de la plupart des îles :Baléares, Corse, Sicile, Crète, Irlande, Islande, Spitzberg, aussi en Sibérie, en Asie occidentale et au Maghreb. Elle a une distribution inégale : assez bien représentée dans le sud et l'ouest, elle est plus rare dans les montagnes de l'est, et plus encore dans le nord-est (Berrouane, 2014).

### I-3-2-Description botanique

C'est une plante vivace, à souche ligneuse très ramifiée, de 20à80cm de hauteur, pratiquement inodore à tiges rameuses, couchées à leur base, puis redressées, généralement rougeâtres, glabrescentes (Boudjouref, 2011).



**Figure I-5 : Armoise rouge ; *Artemisia campestris* station de Djelfa par R.Saihi, Mai2009.**

**-Feuilles :** Ses feuilles sont vertes ou vert-brunâtre, divisées en fines lanières;feuilles deux fois divisées, les supérieures sessiles, les inférieures pétiolées (Boudjouref, 2011).

**-Fleurs :** Les fleurs jaunâtres sont réunies en de nombreux capitules très petits, ovoïdes ; involucre et réceptacle glabres ; fleurs du centre du capitule stériles ou hermaphrodites, celles de la périphérie généralement unisexuées et femelles ; étamines à anthères prolongées en pointe à leur sommet. La floraison a lieu du mois d'aout au mois d'octobre (Boudjouref, 2011).

### **I-3-3- Systématique et classification**

Selon Caratini(1971), *Artemisiacampestris* est classées dans :

**Règne :** Plantae

**Sous règne :** Tracheobionta

**Embranchement :** Spermatophyta

**Sous embranchement :** Magnoliophyta

**Classe :** Magnoliopsida

**Sous classe :** Asteridae

**Ordre :** Asterales

**Famille :** Asteraceae

**Sous famille :** Asteroideae

**Tribu :** Anthemideae

**Sous tribu :** Artemisiinae

**Genre :** *Artemisia*

**Espèce :** *Artemisiacampestris* L.

### I-3-4-Dénominations

**Nom scientifique :** *Artemisiacampestris*(Caratini,1971).

**Nom vernaculaires :** Dgouft, Alala, Tedjok ;

**Nom en arabe :** Dgouft ;

**Noms en français :** Armoise rouge, Armoise champêtre, Armoise des champs ;

**Noms en anglais:** Field sagenort, Field southernwood, Sagewort, Sowhernwood, Wormwood (Ozenda, 1977).

### I-3-5- Composition chimique

De nombreuses études chimiques ont révélé que la partie aérienne d'*Artemisiacampestris* est riche en métabolites secondaires tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les huiles essentielles (Joao et al,1998 ; Juteau et al,2002).

La composition chimique de l'huile essentielle varie selon le chimiotype considéré (Bruneton, 1999), elle varie également selon les conditions géographiques et climatiques (température, altitude, précipitation, hauteur, direction du vent, heures de soleil, etc.), et selon la phase de développement de la plante (Jerkovic et al, 2003).

Les feuilles d'*Artemisiacampestris* contiennent aussi des alcaloïdes, des saponines. (Naili et al, 2010).

### I-3-6- Usage de la plante

#### I-3-6-1-Usages traditionnels et médicinaux d'*Artemisiacampestris*

*Artemisiacampestris* est une plante utilisée depuis longtemps dans la médecine traditionnelle pour traiter plusieurs maladies:

En usage local *Artemisiacampestris* est utilisée pour traiter les troubles digestives, les ulcères et les douleurs menstruelles (Dob et al, 2005). Elle est également utilisée dans le traitement de diabète (Sefi et al,2010).

La partie aérienne est utilisée dans le traitement de brûlures, de la diarrhée, les morsures de

Serpents, les piqûres de scorpions, l'eczéma, la gastroentérite, la dysenterie, le rhumatisme, elle est utilisée également pour traiter les infections urinaires, la fièvre et la toux (Ben Sassi et al, 2007).

Selon Saoudiet al (2010), la consommation journalière d'une décoction préparée à partir des tiges et feuilles d'*Artemisiacampestris* permet de réduire les symptômes digestifs.

L' *Artemisiacampestris* est utilisée, sèche, en onction, en friction, comme huile essentielle en infusion ou en décoction (Saihi, 2011).

Traditionnellement on utilise l' *Artemisiacampestris* comme produit détergent, elle remplace l'eau de javel (Saihi, 2011).

### **I-3-6-2- usages biologiques**

En plus de son utilisation traditionnelle, *Artemisiacampestris* possède des nombreuses propriétés biologiques, parmi lesquelles on peut citer :

#### **a-Activité antioxydant**

La partie aérienne d'*Artemisiacampestris* possède des activités antioxydantes significatives. En effet, cette plante est riche en composés dotés d'une activité antioxydante tels que : les flavonoïdes, les polyphénols et les tanins. Ces différents constituants exercent des actions antioxydantes (Bruneton, 1999).

Dans une étude réalisée par Aniyaet al, (2000) ; l'activité antioxydante de l'extrait aqueux d'*Artemisiacampestris* a été testée par la méthode du DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl); les résultats obtenus ont montré que l'extrait possède une activité antioxydante élevée.

#### **b-Activité antibactérienne**

*Artemisiacampestris* est une plante médicinale utilisée dans le traitement de nombreuses infections telles que les infections urinaires (Naili et al, 2010), testant l'activité antibactérienne de l'extrait méthanoïque des feuilles d'*Artemisiacampestris*, ont trouvé que l'activité de cet extrait est plus forte contre les bactéries gram positif (*Staphylococcus aureus*) que celles de gram négatif (*Escherichia coli*).

En outre, *Artemisiacampestris* possède des propriétés antifongiques. Dans ce sens Kyeong et al,(2007), ont étudié l'effet antifongique de l'extrait aqueux des racines d'*Artemisiacampestris* sur des champignons ;les résultats obtenus montrent que l'extrait aqueux possède un potentiel antifongique.

### **c- Effet insecticide**

Une étude récente a été réalisée par Pavela(2009), où l'extrait méthanolique de la partie aérienne d'*Artemisiacampestris* a été testé pour son activité répulsive contre les femelles adultes d'une espèce de moustique *Culex quinquefasciatus*. Cet extrait a montré un degré de Répulsion très intéressant contre ces parasites de plusieurs maladies comme la malaria.

### **d-Propriétés allélopathiques**

Les plantes du genre *Artemisia* possèdent des propriétés allélopathiques par inhibition de la croissance et la germination de certaines plantes de l'entourage. Ces propriétés sont dues probablement à la présence d'acides phénoliques et d'autres composants polaires (Kyeong et al, 2007).

### **e-Activité hypoglycémiante**

l'extrait aqueux des feuilles d'*Artemisiacampestris*, diminue le taux de glucose dans le plasma des rats chez lesquels le diabète est induit par l'alloxane monohydrate, ils ont trouvé également que la diminution de la concentration de glucose s'accompagne d'une part d'une diminution des taux de triglycérides et des lipoprotéines de faibles densité(LDL), et d'autre part d'une augmentation du niveau de l'insuline , ce peut prévenir les complications du diabète(Sefi et al, 2010).

### **f-Effets antipoison**

Les extrais d'acétate d'éthyle, d'éthanol, de méthanol et du dichlorméthane des feuilles d'*Artemisiacampestris* ont été testés pour leurs capacités de neutralisation du venin de scorpion et de vipère ; les résultats obtenus ont montré que l'extrait éthanolique inhibe l'activité de dégradation des globules rouges contre le venin du scorpion *Androctonusaustalisgarzonii*. Des résultats similaires ont été obtenus par l'extrait au dichlorométhane pour la neutralisation de venin de la vipère *Macroviperalebetina*(Memmi et al, 2007).

# **Chapitre II:**

## ***Généralité sur la salinité***

### **II-1- Définition de la salinité**

La salinité est définie comme la présence d'une concentration excessive de sels solubles dans le sol ou dans l'eau d'irrigation (Baiz, 2000 et Maatougui, 2001). C'est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité (Allakhverdiev et al, 2000).

La salinisation est définie par la FAO (2001), comme un enrichissement en sels solubles de la surface et de la tranche supérieure du sol lorsque la salinité dans les 20 cm sommitaux dépasse 1 à 2% (20g de sel par Kg de sol) (Lemzeri, 2007).

La salinité est étroitement liée avec les cations  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Ca}^+$  et  $\text{Mg}^+$ , tandis que le  $\text{Cl}^-$ , le sulfate ( $\text{SO}_4^{2-}$ ), bicarbonate ( $\text{HCO}_3^-$ ) sont des anions qui contribuent à la salinité du sol, toutefois le  $\text{NaCl}$  est considéré comme le sel le plus important parce que le  $\text{Na}^+$  et le  $\text{Cl}^-$  sont toxiques pour les plantes quand ils sont accumulés avec des fortes concentrations (Kaewmanee et al, 2013).

### **II-2- Origine de la salinité**

Les facteurs les plus importants responsables du phénomène de salinisation du sol sont souvent liés aux conditions climatiques, géomorphologie, topographie et l'hydrologie de terrain, les caractéristique physico-chimique, les technique d'aménagement du sol et des eaux, de la qualité de l'eau appliquée, profondeur et la qualité de l'eau de la nappe (Iqbal et al, 1999).

#### **II-2-1- Salinisation géologique**

Les sels solubles peuvent provenir (Servant, 1975) :

- Soit de l'altération des roches contenant des minéraux sodiques, potassiques et magnésiques. En régions arides et semi-arides, ces sols se concentrent sur place, dans les dépressions fermées.
- Soit de dissolution des évaporites contenant des chlorures, des sulfates, etc. Les évaporites se localisent essentiellement dans les bassins élémentaires (Trias, tertiaire et quaternaire).
- Soit de l'altération des roches volcanique (Servant, 1975).

**II-2-2- Salinisation marin et lagunaire**

L'origine des sels peut se trouver dans les dépôts lagunaires ou matériaux salés plus ou moins récents qui peuvent être eux-mêmes des roches mères des sols et fournir leurs sels aux oueds qui les transportent jusqu'aux nappes superficielles plus ou moins profondes, sous les sols des vallées et basses plaines ou les déposent à leur surface (Gaucher et Burdin, 1974).

**II-2-3- Salinisation anthropique**

Induite par la mise en valeur hydro-agricole et autre aménagement (eau d'irrigation remontées de nappe phréatique, engrais solution nutritive des serres et des cultures hors sol (Loyer, 1991)

**II-3- Causes de la salinité des sols**

Les rares précipitations, l'évaporation élevée, l'irrigation avec de l'eau saline et les pratiques culturales sont parmi les facteurs principaux qui contribuent à la salinité croissante. La salinisation secondaire, en particulier, aggrave le problème où une fois que les superficies agricoles productives deviennent impropres à la culture due à la qualité inférieure de l'eau d'irrigation (Ashraf et Foolad, 2007).

**II-4- Types de la salinité**

Selon que la salinisation est d'origine endogène ou exogène, on distingue deux types de la salinisation des terres agricoles, une salinisation primaire et une salinisation secondaire (Abdelhafid, 2010).

**II-4-1- La salinisation primaire**

Près de 80 % des terres salinisées ont une origine naturelle (Lahoul, 2014) ; d'une pédogenèse dite naturelle lorsque les sels sont autochtones, c'est à dire présents dans le milieu (Lemzeri, 2007) :

- Par héritage de dépôts d'évaporites paléoclimatiques ;
- Par dépôts de lacs salés intérieurs ;
- D'origine volcanique ;
- Apports éoliens liés à la déflation ;
- Liées à des eaux superficielles allochtones salées, qui peuvent être des pluies salées, des eaux de ruissellement salées lors de leur parcours sur des formations salines ;

- Par remontée capillaire des eaux souterraines salines artésiennes ou libres.

### **II-4-2- La salinisation secondaire**

Près de 20% des terres salinisées ont une origine humaine ou anthropique ; sont qualifiées de «secondaires» dû principalement à l'irrigation des terres avec une eau de mauvaise qualité (Anonyme, 2006 et Le goupil, 1974), résultat d'activités agricoles sur un sol déjà formé, est corollaire de l'irrigation, à la fois conséquence de la quantité d'eau apportée, de sa qualité (nature et concentration des sels) de la texture des sols et du climat, par la profondeur des drains, par sa pente et son mauvais état) (Maniguet , 2003 ) .

### **II-5- les principaux sels solubles**

Les principaux sels solubles qui participent dans la formation des sols salés sont :

**II-5-1- Les carbonates** : les plus rencontrés sont le carbonate de sodium ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ), bicarbonate de sodium ( $\text{Na HCO}_3$ ), carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ) et le carbonate de magnésium ( $\text{MgCO}_3$ ) (Aubert, 1982).

**II-5-2- Les sulfates** : ce sont les sels de l'acide sulfurique et les plus fréquents sont: le sulfate de magnésium ( $\text{MgSO}_4$ ), sulfate de sodium ( $\text{NaSO}_4$ ) et le sulfate de calcium ( $\text{CaSO}_4$ ) (Aubert, 1982).

**II-5-3- Les chlorures** : principalement : le chlorure de sodium ( $\text{NaCl}$ ), le chlorure de calcium ( $\text{Ca Cl}_2$ ) et chlorure de magnésium ( $\text{MgCl}_2$ ) ce sont plus soluble et de forte toxicité. La présence de sels solubles en quantité importante ou d'un horizon sodique à structure dégradée, caractères qui ont une influence néfaste sur le développement de la végétation ou des cultures (Aubert, 1982).

### **II-6- la Salinité dans le monde**

A l'échelle mondiale, les sols salés occupent des surfaces étendues et constituent un grand problème pour l'agriculture. La surface affectée par la salinité dans le monde est évaluée à 954,8 millions d'hectare, soit 23 % des terres cultivées (FAO, 2008). Leur distribution géographique se superpose presque entièrement à celle des zones arides et semi arides et des zones côtières (Durand, 1983).

Le tableau suivant présente la superficie affectée par la salinité dans le monde:

**Tableau II-1:** Superficie affectée par la salinité dans le monde (FAO, 2008)

<b>Région</b>	<b>Superficie (millions d'hectares)</b>
Afrique	80,5
Europe	50,8
Amérique du Nord	15,7
Amérique du Sud	129,2
Australie	357,3
Mexique et Amérique centre	2
Asie du Sud Est	20
Asie du centre et du Nord	211,7
Asie du sud	87,6
<b>Total</b>	<b>954,8</b>

(FAO, 2008)

### **II-7- la Salinité en Algérie**

En Algérie, les sols agricoles sont dans leur majorité affecté par la salinité ou susceptibles de l'être (Durand, 1983). Ils sont répartis dans les basses plaines d'Oranie, dans la vallée de Mina près de Relizane, sur les hautes plaines au Sud de Sétif et de Constantine, aux bords de certains Chotts comme Chott Melghir. Ils ont aussi une grande extension dans les régions sahariennes au Sud de Biskra jusqu'à Touggourt, Ouargla et d'autres (Durand, 1983).

D'après Halitim (1988), dans les régions arides, les sols salés représentent environ 25% de la surface cartographiée. Soit 3,2 millions d'hectares (Hamdy, 1995). Les sols situés au Sud sont nettement plus sodiques que ceux du Nord (Djili et Daoud, 1999).

## **II-8- effet de la salinité**

### **II-8-1- effet de salinité sur le sol**

L'accumulation de sodium dans le sol provoque deux types de dommages :

- Une détérioration des conditions physique du sol .la présence de quantité excessives de sodium échangeable dans le sol favorise la dégradation par dispersion et gonflement des minéraux argileux car la salinité réduit le couvert végétal laissant le sol sensible à l'érosion éolienne ou hydrique (FAO,1972).
- L'infiltration et la conductivité hydraulique décroissent dans des proportions telles que l'eau ne circule pratiquement plus ou pas du tout à l'état humide quand le sol est plastique. Enséchant, il devient difficile à travailler et une croûte se forme à la surface (Loyer,1991, cité par devisme , 2009).

### **II-8-2-effet de la salinité sur les plantes**

La salinité constitue un facteur limitant non négligeable pour l'agriculture mondiale(Hillel, 2000) L'effet de la salinité se manifeste généralement chez la plupart des plantes cultivées par une réduction de la croissance et du développement(Munns et *al*, 1983).Cet effet néfaste se traduit par des changements morphologiques, physiologiques, biochimiques et moléculaires qui affectent négativement la croissance et la productivité végétale( Ashraf et Harris, 2004).

Les sels provoquent chez les plantes des effets ioniques,osmotiques et nutritionnels (Levignron et *al*,1995;Tsoat, Maas, 1996; Shannon,1997; Yeo,1998; Parida et Das, 2005).

L'effet osmotique est le résultat de la réduction du potentiel hydrique du sol suite à une augmentation du potentiel osmotique dans la zone (Shannon,1992 ;Levigneron et *al*,1995; Flowers,2005).Une forme de sécheresse physiologique survient lorsque l'ajustement osmotique n'est pas suffisant, ce qui rend de plus en plus difficile l'acquisition d'eau et de nutriment par les plantes et le maintien de la turgescence (Hopkins, 2003).

Paridaet Das(2005) ; notent que l'altération de l'état hydrique conduit à la réduction de la croissance et la limitation de la productivité des plantes.

En dépit d'un ajustement osmotique correct, la toxicité ionique survient lorsque l'accumulation des ions, particulièrement  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  dans le cytoplasme perturbe l'activité métabolique (Munns et Termaat, 1986; Haoula et *al* , 2007).

Les effets nutritionnels surviennent lorsque l'accumulation des ions  $\text{Na}^+$  dans la plante limite l'absorption des cations indispensables tels que  $\text{K}^+$  et  $\text{Ca}^{++}$  et  $\text{NO}_3^-$  (Grattan et Grieve, 1999; Levigneron *al*, 1995; Maas, 1996; Khan *et al*, 1999; Khan, 2001; Parida et Das, 2005; Haoulaet *al*, 2007).

De telles modifications des structures anatomiques ou des voies métaboliques peuvent permettre de faire face à la diminution de la disponibilité en eau du milieu, qui constitue une des composantes majeures du stress salin (Levigneron *al*, 1995).

### **II-9- Caractéristique des sols salins**

La formation des sols salés est en relation étroite avec la présence de l'ion sodium  $\text{Na}^+$ . Sous l'une ou l'autre de ses formes salines ( $\text{NaCl}$ ,  $\text{Na}_2\text{SO}_4$ ) ou échangeable, parfois les deux. Les sols salés sont riches en sels solubles (Sols salins) ou en sodium adsorbé (sols sodiques ou alcalins) (Lahouel, 2014):

- Les sols salins (Solontchaks) ont pour principales caractéristiques leur richesse en sels de sodium neutres ( $\text{NaCl}$  chlorure de sodium,  $\text{NaSO}_4$  sulfate de sodium) mais contenant également des quantités appréciables d'ions chlorures et de sulfates de sodium, calcium et magnésium. Ces sols sont généralement dominants dans les régions arides et semi-arides (Maillard, 2001).

- Les sols alcalins (Solonetz) sont riches en sodium échangeable et en revanche pauvres en sels solubles (sels alcalins, carbonates et bicarbonates de sodium,  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  principalement); les sols alcalins se trouvent plutôt dans les zones semi-aride et sub-humide. Ces deux types de sols ont en fait des propriétés chimiques et physiques distinctes, d'où des effets sur les plantes, des traitements pour leur remise en valeur, une distribution géographique et une qualité des aquifères adjacents différents (Maillard, 2001).

TableauII-2 :Caractéristiques principales des sols salins et sodiques

Caractéristiques	Sols salins	Sols sodiques  (alcalins)
<b>Chimiques</b>	- Dominés par des sels solubles neutres : chlorures et sulfates de sodium, calcium et magnésium. -un pourcentage de sodium échangeable inférieur à 15%	- Peu de sels solubles neutres mais généralement des quantités appréciables de sels capables d'hydrolyse alcaline tel que les carbonates de sodium (Na <sub>2</sub> CO <sub>3</sub> ) -un pourcentage de sodium échangeable à 15%
	- Le pH de l'extrait de sol saturé Généralement moins de 8,2	- Le pH de l'extrait de sol saturé Est plus de 8,2 atteignant souvent 9 ou 10.
	- Conductivité électrique à 25°C ; CE >4Ms/cm	- Conductivité électrique à 25°C CE <4Ms/cm
<b>Physiques</b>	-En présence excessive de sels solubles neutres, la fraction argileuse est floculée et le sol est stable.	Un excès en sodium échangeable couplé à des valeurs de pH élevées rend l'argile dispersée et une instabilité structurale du sol
	La perméabilité à l'eau et à l'air de ces sols est généralement comparable à ceux des sols « normaux ».	La perméabilité à l'eau et à l'air est restreinte. Les propriétés physiques de ces sols s'aggravent avec l'augmentation du pH et du sodium échangeable.
<b>Distribution Géographique</b>	Les sols salins dominant dans les régions arides à semi-arides.	Les sols alcalins se trouvent principalement dans les régions semi-arides et sub – humides.

(Maillard, 2001)

## II-10- Classification des sols salés

Pour la classification des sols salés, les auteurs utilisent des paramètres de salinité et de sodicité pour obtenir des classes de sols salés basées sur la concentration en sels (CE) et le (ESP). Les sols ont été classifiés comme salin, sodique ou salin-sodique. Les sols salins sont généralement définis en tant que sols ayant une CE de 4 dS/m ou plus. Les sols sodiques sont définis en tant que sols qui ont un (ESP) supérieur à 15 (Cramer, 2002).

La classification de l'US Salinity Laboratory Staff (1954) distingue deux grands groupes de sols salés (Maman, 2017) : les sols salins et les sols alcalins ou sodiques (Tableau II-3).

- **Les sols salins:** sont des sols ayant une conductivité électrique de la pâte du sol (CE)  $>4$  dS/m, un Pourcentage du Sodium Echangeable (ESP)  $< 15$  ou un Ratio du Sodium Adsorbable (SAR)  $< 13$  et un  $\text{pH} < 8,5$ . Ils contiennent assez de sels solubles pour inhiber la croissance de la plupart des plantes cultivées (Hillel, 2000 ; Munns et Tester, 2008);
- **Les sols alcalins:** associés le plus souvent aux sols sodiques, ce sont des sols ayant une  $\text{CE} < 4$  dS/m, un  $\text{ESP} > 15$  (ou un  $\text{SAR} > 13$ ) et un  $\text{pH} > 8,5$ . Ces sols sont supposés contenir assez de sodium pour provoquer la détérioration de la structure du sol et limiter la croissance de la plupart des plantes cultivées (Maman, 2017).
- **sols salsodiques** ayant à la fois une  $\text{CE} > 4$  dS/m, un  $\text{ESP} > 15$  et un  $\text{pH} > 8,5$ .

**Tableau II-3:** Classification des sols salés

Type de sols	CE <sup>1</sup> (dS/m)	ESP <sup>2</sup>	SAR <sup>3</sup>	pH
<b>Salin</b>	$> 4$	$< 15$	$< 13$	$< 8,5$
<b>Sodique</b>	$< 4$	$> 15$	$> 13$	$< 8,5$
<b>Alcalin</b>	$< 4$	$> 15$	$> 13$	$> 8,5$
<b>Salsodique</b>	$> 4$	$> 15$	$> 13$	$> 8,5$

(Selon l' USDA Salinity Laboratory, 1954)

## **II-11- Effets de la salinité sur les propriétés physiques, chimiques et biologiques du sol**

L'excès de sels dans un sol modifie les propriétés physiques et chimiques. Cette altération des conditions édaphiques constitue un stress indirect pour la croissance des plantes (Gregory,2005).

### **II-11-1- Effets sur les propriétés physiques**

C'est par leurs cations que les sels solubles affectent les propriétés du sol. Il s'agit essentiellement de l'ion sodium. L'action défavorable de cet ion à l'état échangeable se traduit par la dispersion des colloïdes du sol et par conséquence : Structure dégradée, Réduction de la perméabilité, Mauvaise stabilité structurale et Faible disponibilité de l'eau à la plante (Halitim, 1973; Duchuffour, 1976).

#### **II-11-1-1- effet sur la Structure :**

Selon Richards (1954), les sols sodiques ont un pH de plus de 8,5 avec une dominance de l'ion sodium. Cette saturation en sodium provoque généralement la dispersion des particules d'argile avec comme conséquence une dégradation de la structure du sol (Saoud,2014).

La présence de sodium échangeable provoque, après arrosage (pluie ou irrigation) une dégradation de la structure: sols compacts à sec et capacité d'infiltration limitée(porosité obstruée par les particules fines dispersées): la lixiviation des sels est bloquée (Mantoroï, 1993).

Au cours du dessèchement et de la remontée de sels par évaporation, l'argile ayant pris en masse et s'étant fissurée peut refloculer et donner de petits agrégats (structure en pseudo-sable)(Mantoroï, 1993).

#### **II-11-1-2- effet sur la stabilité structurale :**

La présence de quantité excessive de sodium échangeable dans le sol favorise la dégradation par la dispersion et le gonflement des minéraux argileux car la salinité réduit la couverture végétale laissant le sol sensible à l'érosion éolienne ou hydrique (FAO, 1972).

**II-11-1-3 - effet sur la perméabilité :**

Un taux de sodium "échangeable élevé a pour effet une dispersion des agrégats, ce qui conduit à une réduction de la perméabilité, de la porosité et un tassement des sols(Lahouel,2014). De ce fait, le sol devient compact et imperméable, empêchant doncl'aération et la pénétration de l'eau nécessaires pour une croissance régulière des plantes(Saoud,2014).le sol devient totalement asphyxiant (Lahouel,2014).

La baisse de la perméabilité dépend de la nature des anions présents dans la solution: avec le sodium, le risque diminue des carbonates aux sulfates et ensuite aux chlorures (Mantoroi, 1993).

**II-11-1-4- effet sur disponibilité en eau :**

la capacité de rétention d'eau régresse selon les cations dans l'ordre suivant,  $Na^+ > Mg > Ca^{++} > K^+$ (Derkaoui, 2011).

**II-11-2- Effets sur les propriétés chimiques**

L'excès de sels présente un effet sur les propriétés chimiques, notamment sur le pH et l'ESP (Oustani, 2006) .

- **pH** : la réaction du sol est influencée par la nature des sels. Alors que certains sels sont acidifiants ( $CaSO^4$ ,  $KCL$ ,  $MgSO^4$ ), d'autres sont alcalinisant ( $NaHCO_3$ ,  $CaCO_3$ ,  $NaCO_3$ ) (Hammia, 2012).
- **ESP**: le taux de sodium échangeable à une grande importance dans les sols alcalins, vu que ces derniers retiennent de faible concentration en sels solubles et la grande quantité de sodium se trouve sous la forme échangeable. Tandis que dans le cas des sols salés, la grande partie du sodium se trouve dans la solution du sol (Hammia, 2012).

**II-11-3- Effet sur les propriétés biologiques**

Les effets du stress salin sur l'activité microbienne dans un sol sont complexes et imprévisibles du fait que plusieurs interactions peuvent avoir lieu entre les ions, les bactéries et les particules du sol (Polonenko et *al.*, 1986).

Le taux de salinité à une grande influence sur l'évolution de la microflore du sol, l'augmentation de la quantité fait diminuer le nombre de microorganismes (Eshkweer et *al.*,

1976 in Maameri, 2007), de tous les processus biologiques, la nitrification est la plus touchée, ainsi que la réduction de la respiration(Dellal et *al*, 1992).

D'après Dommergues et Mangenot(1970); les sols salés constituent pour les microorganismes telluriques, un milieu défavorable en raison:

- de la présence d'ions toxiques;
- du pH parfois très basique; De la salure asphyxiant;
- de leur tension osmotique parfois élevée.

L'inhibition de l'activité biologique par les sels se traduit par une forte teneur en composés hydrosolubles très mobiles au détriment des composés plus polycondensés (Dari,2013). L'Adaptation aux sels de micro-organismes tels que les Actinomycètes et Pseudomonas. Les Rhizobiums, fixateurs de l'azote atmosphérique, et Thiobacillusoxydants, responsable de l'oxydation des sulfures, sont actifs en conditions salines(Mantoroi, 1993).La nature et la concentration des sels sont à considérer pour évaluer l'impact de la salinité sur les processus d'ammonification et de nitrification(Mantoroi,1993).

La salinité est un paramètre affecte la biodégradation, alors que la forte salinité diminue le nombre de micro-organismes dans le sol qui est ralenti les processus de l'humification et de la minéralisation des matières organiques. En effet, de tous les processus biologiques, la nitrification est la plus touchée, ainsi que le dégagement de CO<sub>2</sub>. Les fortes salinités constituent donc une barrière naturelle pour la biodégradation (Mallouhi, 1989 ; Bertrand et *al*, 1993).

La plupart des micro-organismes ont des besoins limités en sels et sont inhibés par des teneurs en NaCl supérieures à 2%, sauf les espèces halophiles (bactéries, champignons, algues) qui croissent en milieux salins et supportent bien des teneurs en NaCl de 15% (Bidaud, 1998).

Selon Moradi et *al*(2011), la salinité du sol est considérée comme un facteur de stress réduisant la diversité des microbes en affectant leurs fonctions et leurs activités. Le NaCl affecte considérablement la croissance des microorganismes. Les populations fongiques, bactériennes (et actinomycétales) diminuent significativement en présence de 5% de NaCl (Omar et *al*, 1994).

## **II-12- Mise en valeur des sols salés**

La restauration des sols salins et leur mise en valeur nécessitent des investissements très importants qu'il faille l'évaluer afin de justifier sur le plan de rentabilité des investissements

nécessaires pour les différentes phases (Oustani, 2006). Une bonne utilisation agricole des sols salés nécessite :

### **II-12-1- Drainage**

Le drainage, est une technique de suppression naturelle ou artificielle des excès d'eau souterraine et de surface des sels dissous dans les terres afin d'améliorer la production agricole. Dans le cas du drainage naturel, l'excès d'eau s'évacue des champs jusqu'aux lacs, fleuves et rivières. Dans le système artificiel, l'excès d'eau souterraine ou de surface est éliminé par des canalisations souterraines ou de surface (Lahouel, 2014).

### **II-12-2- Lessivage**

Le lessivage est une technique qui consiste à dissoudre les sels accumulés dans le sol par des apports d'eau importants et à les entraîner en dessous de la zone racinaire par le mouvement descendant de l'eau (Lahouel, 2014).

### **II-12-3- Réhabilitation par modification des pratiques culturales**

Jachère et travail du sol, utilisation des plantes résistantes à la salinité (Lahouel, 2014). La reconstitution de la fertilité par des amendements organiques et minéraux (Hammi, 2012).

### **II-12-5- La phytoremédiation**

D'après Aoun (2009), l'idée d'utiliser des plantes pour extraire les métaux lourds et leurs composantes fut introduite en 1983 bien que le principe soit connu depuis 300 ans. C'est dans les années 1990 que le concept de la remédiation (bio et phytoremédiation) émerge comme une nouvelle technologie qui utilise les plantes vertes et des microorganismes associés (bactéries, champignons) pour le nettoyage d'un environnement pollué. La phytoremédiation comprend plusieurs techniques : la phytoextraction, la phytovolatilisation, la phytostabilisation, la phytodégradation et la rhizofiltration. Plusieurs études ont identifié des espèces végétales hyperaccumulatrices, principalement des halophytes très prometteuses pour le dessalement des sols salins. Cette capacité de dessalement a été principalement estimée par des mesures effectuées en sols salins et des expérimentations consistant à cultiver des halophytes sur ses sols et à établir le bilan de l'exportation du sel par ces plantes. La comparaison de la salure des sols en début et à la fin de l'expérimentation a également montré l'aptitude des halophytes à extraire une quantité appréciable de sel (Abdelly, 2000).

# **Chapitre III:**

## *Le stress et le stress salin*

### **III-1-Définition du stress**

Le stress est fondamentalement un concept de mécanique, définie comme étant une force exercée par unité de surface d'un objet ; autrement dit « une force ou une influence hostile qui tend à empêcher un système normal de fonctionner ». Cette définition est subjective et vraie en fonction des espèces et même des écotypes (Hopkins, 2003)

Selon Marouf et Reynaud (2007) le stress est l'ensemble des perturbations physiologiques ou pathologiques provoqués dans un organisme par des agents biotiques (parasites, pathogènes) ou abiotiques (salinité, sécheresse, température, pollution, etc.).

On appelle stress toute pression dominante exercée par un paramètre, perturbant le fonctionnement habituel de la plante. En revanche, la réponse du végétal dépend, entre autres, de ces paramètres environnementaux (le type de contrainte, son intensité, sa durée) et caractéristiques génétiques (espèce et génotype) (Hopkins, 2003).

Selon Levitt (1980), c'est un facteur de l'environnement induisant une contrainte potentiellement néfaste sur un organisme vivant. D'une façon plus générale, on peut dire qu'au niveau cellulaire, un stress est causé par la variation d'un paramètre environnemental qui entraîne la mise en place des mécanismes de dérégulation de l'homéostasie (Levitt, 1980, Zhu, 2002 ; Vincent, 2006).

D'après Dutuit et al,(1994), le stress est le dysfonctionnement (rupture d'un équilibre fonctionnel) produit dans un organisme ou dans un système vivant, par exemple par une carence. Le stress est donc, un ensemble de conditions qui provoquent des changements de processus physiologiques résultant éventuellement de dégâts, dommages, blessures, inhibition de croissance ou de développement.

La notion du stress biologique est le changement plus ou moins brusque par rapport aux conditions normales de la plante ou de l'animal, et la réaction sensible de l'individu dans les différents aspects de sa physiologie laquelle change sensiblement avec l'adaptation à la nouvelle situation à la limite de dégradation menant à une issue fatale (Leclerc, 1999).

## **III-2- Types de stress**

On peut distinguer deux types de stress dans la nature :

### **III-2-1- Le stress biotique:**

Dus à une agression par un autre organisme : insectes, animal, ... Etc. (Hopkins, 2003). Ils sont nombreux et ont pour origine les virus, les organismes phytophages et les pathogènes. Afin d'y faire face, la plante met en place un système de défense qui fait intervenir une chaîne de réactions. Les protéines végétales défensives produites font office de rempart contre les agents nuisibles (Shilpi et Narendra, 2005).

### **III- 2-2- Le stress abiotique:**

Provoqué par un défaut ou excès de l'environnement physico-chimique (Shilpi et Narendra, 2005). Il est dû principalement à des facteurs environnementaux comme (la salinité des sols, la sécheresse, les températures extrêmes, le froid, le gel, les vents, l'excès d'eau « asphyxie racinaire », les radiations... etc.); sont tous des conditions qui affectent la croissance et le rendement des plantes (Wang et al., 2001 ; Arauset al., 2002 ; Hopkins, 2009).

On peut citer quelques types de stress abiotiques qui peuvent affecter les végétaux :

- **Le stress hydrique:** provoqué par un déficit en eau constituant un menace permanent pour la survie des plantes, néanmoins, beaucoup d'entre elles produisent des modifications morphologiques et physiologiques qui leur permettent de survivre dans les régions de faible pluviosité et dont la teneur en eau des sols est peu élevée (Hopkins, 2003).
- **Le stress thermique:** provoqué par la température, c'est l'un des facteurs les plus limitant et qui conditionne la production et la croissance des plantes (Hopkins, 2003).
- **Le stress salin:** le stress salin est défini comme une concentration excessive en sel. Le terme stress salin s'applique surtout à un excès des ions, en particulier  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  (Hopkins, 2003).
- **Le stress oxydant:** Un stress oxydatif peut être induit par le stress abiotique (cas d'un stress salin ou d'un stress hydrique, (Deng et al., 2012) ou par des stress biotiques (Gratao et al., 2005). le stress oxydatif est défini comme étant le déséquilibre entre la

génération des espèces réactives de l'oxygène et la capacité du corps à neutraliser et à réparer les dommages oxydatifs (Boyd et al., 2003).

Selon Parent et al, (2008) une conséquence des stress environnementaux, comprenant le stress salin, est l'apparition du stress oxydatif, c'est-à-dire l'accumulation d'espèces réactives d'oxygène (ROS) à des concentrations élevées, qui en dommages les structures cellulaires. Ces derniers sont à l'origine du dysfonctionnement de l'appareil photosynthétique et les autres troubles métaboliques. La plupart d'entre eux sont des peroxydes d'hydrogène, des radicaux hydroxyles et des anions super oxyde (Rahnama et Ebrahimzadeh, 2005). Des antioxydants nécessaire pour faire face au ROS et de maintenir leur concentration à faible niveau dans les cellules lors du stress (Reddy et al., 2004).

### **III-3-Le stress salin**

Le stress salin est un excès d'ions en particulier, mais pas exclusivement, aux ions Na<sup>+</sup> et Cl<sup>-</sup> (Hopkins, 2003). Le stress salin est dû à la présence de quantités importantes de sels. Il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec" (Tremblin, 2000).

La salinité constitue l'un des principaux stress abiotiques limitant la croissance des plantes cultivées (Munns et Tester, 2008). La quantité de sels dans le sol que les plantes peuvent supporter sans grand dommage pour leur culture, varie avec les familles, les genres et les espèces (Levigneron et al, 1995).

Les dommages causés par le stress salin à long terme est surtout le déséquilibre ionique et la toxicité provoqués par le Na<sup>+</sup> plutôt que l'effet du sel sur le potentiel hydrique réduisant la disponibilité en eau (Munns, 2002).

### **III-4-Perception du stress**

Les récepteurs du signal sont des molécules qui vont émettre une cascade de signaux pour permettre la transmission du signal au niveau intracellulaire et ainsi activer les facteurs de transcription qui induiront à leur tour l'activation/la régulation de gènes spécifiquement impliqués dans la réponse au stress (Panjabi-Sabharwal et al., 2010).

Les cellules végétales ne possèdent pas un récepteur spécifique d'un stress donné, mais plutôt un ensemble de récepteurs qui vont être sollicités par les différentes composantes du stress (Lemzeri, 2007).

Les mécanismes de perception puis de signalisation via une transduction de signaux et de messagers afin d'activer les diverses réponses physiologiques et métaboliques, y compris l'expression de gènes de réponse au stress (Chinnusamyet Zhu 2003; Chinnusamyet al. 2005; Mahajan et al. 2008).

Les conditions de stress abiotiques constituent une source de signaux complexes pour les cellules. Un seul type de stress correspond à des variations physiques et/ou chimiques, ces composantes représentant pour la plante des informations différentes. Par exemple, une diminution de la température entraîne des contraintes mécaniques, un changement dans l'activité des macro-molécules, ainsi que des modifications des conditions osmotiques du milieu extra-cellulaire (Lemzeri, 2007).

Des voies de signalisation sont activées en réponse aux stress environnementaux. La réponse au stress (salin ou hydrique) est initiée quand une plante perçoit un déficit hydrique au niveau cellulaire. La reconnaissance du signal va conduire à l'activation de voies de transduction du signal qui seront à l'origine de modification de l'expression des gènes du métabolisme et de l'ajustement de la quantité d'eau au niveau cellulaire (Panjabi-Sabharwalet al., 2010).

### **III-5-Transduction du signal**

Suite à la perception du stress, le signal crée par les récepteurs doit être transmis à l'intérieur de la cellule. Cette transduction du signal est assurée par des seconds messagers qui vont activer des voies enzymatiques assurant le fonctionnement de la cascade de réactions et permettant à la cellule de répondre au stress perçu (Vincent, 2006).

Les végétaux perçoivent les signaux environnementaux et les transmettent à la cellule pour activer des mécanismes de réponses. La voie de transduction du signal commence par la perception au niveau de la membrane végétale, suivie par la production de seconds messages et de facteurs de transcription. Ces facteurs contrôlent alors l'expression des gènes impliqués dans la réponse au stress, incluant des changements morphologiques, biochimiques et physiologiques (Roeder, 2006).

### ➤ Les glycérolipides

Telle une barrière sélective entre les cellules et leurs environnements, la membrane plasmique joue un rôle clé dans la perception et la transmission d'informations externes. Pendant des stress osmotiques, des changements dans la composition englycérolipides ont été détectés chez les plantes (Munniket al., 1998). Le rôle majeur des glycérolipides est de servir de précurseurs pour la synthèse de messagers secondaires. Ainsi, dans les cellules de garde, l'inositol-1, 4,5-trisphosphate (IP3), l'inositolhexakisphosphate (IP6), l'acide phosphatidique et les bases sphingoïdes phosphorylées sont des acteurs majeurs de la fermeture des stomates en réponse à l'ABA (Pataet al., 2010 ; Kim et al., 2010).

### ➤ Le calcium

L'entrée de ( $\text{Ca}^{+2}$ ) dans les cellules végétales a été observée en condition de stress abiotique, mais également lors de stress hormonaux (ABA : acide abscissique), biotiques ou lors de processus liés au développement. Cette augmentation transitoire de la concentration interne de calcium est due soit à un influx de calcium extracellulaire soit à une libération des stocks intracellulaires (Knignt et al.,2000 ; Sanderset al., 1999).

La libération interne de ( $\text{Ca}^{+2}$ ) est contrôlée par des canaux dépendant de ligands. Ces ligands sont les seconds messagers décrits chez les cellules animales (inositolpolyphosphates, ribose ADP cyclique), qui ont une action similaire chez les plantes (Schroederet al., 2001). Ainsi la libération primaire de ( $\text{Ca}^{+2}$ ) constitue un signal dont l'une des conséquences sera la production d'autres seconds messagers qui eux-mêmes provoquent la libération interne de ( $\text{Ca}^{+2}$ ). Chacune de ces différentes étapes provoquant une cascade de réaction. Un aspect important du ( $\text{Ca}^{+2}$ ) en tant que messenger est la présence d'oscillations régulières de concentrations. Ces oscillations spécifiques sont par exemple responsables de la fermeture des stomates (Allen et al., 2000).

De plus, ces variations dépendent de stress particuliers (Kiegle et al.,2000), de l'intensité du stress (Pliethet al., 1999) ainsi que de l'exposition précédente aux mêmes conditions de stress (Knightet al., 1997).

Il a été démontré que la sécheresse, le sel et le froid induisent un afflux transitoires de  $\text{Ca}^{2+}$  au niveau du cytoplasme cellulaire. Ce calcium provient soit de l'extérieur de la cellule, soit de stocks internes (Knightet al.,2000). Cet influx résulterait d'une activation des canaux

calciques induite par les changements structuraux de la cellule. Cette supposition résulte des études de Pieth, (1999).

➤ **La voie SOS« SALT OVERLY SENSITIVE »**

Parmi les voies métaboliques activées par le calcium et qui participe à la transduction du signal, une des plus étudiées à l'heure actuelle est la voie SOS (Salt Overly Sensitive) (Liu et Zhu, 1998).

Les modifications engendrées grâce à la voie « SALT OVERLY SENSITIVE » SOS. En effet, la voie SOS est composée de trois protéines (SOS1, SOS2 et SOS3) impliquées dans la réponse au stress salin. La cascade commence par la fixation du  $Ca^{2+}$  sur la protéine SOS3, une protéine senseur fixatrice de  $Ca^{2+}$  (Liu et Zhu, 1998).

Les modifications provoquées par la liaison du  $Ca^{2+}$  vont favoriser la fixation de la protéine SOS2. Cette sérine/thréonine kinase contient un site catalytique kinase à l'extrémité N terminale et une région régulatrice C-terminale contenant un domaine d'auto-inhibition. Les domaines régulateur et catalytique interagissent entre eux, en condition normale, bloquant ainsi le site catalytique. La fixation de SOS3 active SOS2 en levant son auto-inhibition permettant ainsi de libérer son site catalytique (Guo et al., 2001).

La première cible identifiée du complexe SOS2-SOS3 est la protéine SOS1, un antiport  $Na^+/H^+$  situé sur la membrane plasmique et responsable de l'exclusion du  $Na^+$  à l'extérieur du cytosol (Shiet al., 2000 et 2002). La kinase du complexe SOS2-SOS3 active l'antiport SOS1 par phosphorylation (Quintero et al., 2002). En outre, le complexe SOS2-SOS3 serait impliqué dans la régulation d'autres effecteurs de la tolérance au stress salin. Il inhiberait le transporteur à faible affinité de  $Na^+$  (HKT1) (Uozumiet al., 2000) et activerait l'antiport vacuolaire  $Na^+/H^+$  (NHX1) (Qiu et al., 2004) afin que les ions  $Na^+$  soient à la fois empêchés de rentrer dans le cytosol et séquestrés dans les vacuoles.

D'autres voies de signalisation indépendantes du stress seront aussi activées et correspondent à l'absorption d'ions potassium ou sodium. Ces ions interviennent, avec les radicaux libres oxygénés, comme des seconds messagers pour l'activation des systèmes

antioxydants. Si les voies de signalisation restent encore mal comprises, il a pu être mis en évidence l'intervention d'un ensemble de protéines kinases et de facteurs de transcription qui vont être à l'origine de la « mise en marche » de la machinerie de défense chez la plante lors d'un stress (Gimeno et al., 2009)

### ➤ Les espèces réactives de l'oxygène

Les cellules végétales produisent des ROS, tels que les radicaux superoxide ( $O_2^{\circ-}$ ), le peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) et les radicaux hydroxyles, de manière continue, suite à des activités cellulaires normales, telles que la photorespiration et la  $\beta$ -oxydation d'acides gras. Ces composés sont de plus produits après une exposition à un stress abiotique (Jaspers et Kangasjarvi, 2010). Ils peuvent devenir toxiques pour la cellule, comme servir de molécules de signalisation (Xiong et al., 2002). Jusqu'à présent, les événements connus pour être régulés par le peroxyde d'hydrogène sont la mobilisation du calcium, la phosphorylation des protéines ainsi que l'expression des gènes en réponse à divers stress. Le peroxyde d'hydrogène peut interagir avec des protéines clés de la signalisation et avec les résidus cystéines oxydés des protéines altérant ainsi leur conformation et leur activité (Virilouvet, 2011).

### ➤ La voie de signalisation de l'ABA

L'ABA (Acide Abscisique) est une phytohormone dont le rôle essentiel est le maintien du fonctionnement de la plante en situation de stress (Jiang et Yu, 2009). L'ABA est connu pour déclencher la production de  $H_2O_2$  qui active les processus de signalisation des EOA. L'ABA induit la production d' $H_2O_2$ , et nécessite la NAD(P)H, suggérant l'implication de NAD(P)H oxydases (Murata et al., 2001; Neil et al., 2008; Rock et al., 2010).

Deux gènes liés à la NAD(P)H oxydases (*AtrbohD* et *AtrbohF*) sont fortement exprimés dans les cellules de garde suite à la synthèse de l'hormone de stress et leur expression est régulée positivement par l'ABA. Cette signalisation des EOA active les canaux  $Ca^{2+}$  de la membrane plasmique des cellules de garde, qui favorisent la fermeture des stomates. L'ABA à l'origine de la production des EOA, peut également activer des gènes de défense du système antioxydant dans les feuilles de maïs (Guan et al., 2000).

### ➤ Les protéines Kinases dépendantes du calcium (CDPKs)

Au contraire des kinases de type SOS2 et PKS, les CDPK (protéines Kinases dépendantes du calcium) interagissent directement avec le calcium. Les CDPKs possèdent une structure caractéristique composée d'un domaine sérine/thréonine protéine Kinase qui est fusionné en (C)terminal à un domaine calmoduline-like, contenant des sites de fixation aux calcium (Cheng et al.,2002 ; Harmon et al.,2001). Le domaine de jonction entre les domaines Kinase et calmoduline-like agit comme un substrat auto-inhibiteur de phosphorylation en absence de calcium, réduisant ainsi l'activité de la protéine (Harmon et al., 1994).

Trente-quatre gènes codants des CDPKs ont été identifiés chez *A.thaliana*. Les recherches menées sur ces enzymes ont montré leur implication dans une variété de voies de réponses à différents stress. Par exemple la sur-expression chez le riz (*Oryzasativa*) d'OsCPK7 entraîne une augmentation de la tolérance au froid, à la sécheresse et au stress salin (Saijoet al., 2000). Ils sont impliqués dans les réponses au stress salin et les voies de signalisation des sucres et de l'ABA dépendantes du calcium (Coello et al., 2010).

### ➤ Les phospholipases

Une autre forme de la transduction du signal résulte de l'action de phospholipases. Les phospholipases D (PLD) hydrolysent les phospholipides et produisent de l'acide phosphatidique (PA). Les PA agissent sur différentes protéines (par exemple des protéines Kinase, des NADPH oxydases) qui à leur tour entraînent une réponse cellulaire. 12 gènes codants des PLDs ont été identifiés chez *A. thaliana*, tandis que seulement 2 ont été identifiés chez les mammifères et un chez *S. cerevistae* (Wang et al., 2002).

Si les mécanismes d'activation de ces protéines ne sont pas connus, leur activité est augmentée principalement par l'ABA et les EAO (espèces actives d'oxygène). Ainsi, ces enzymes sont plus actives en conditions de stress tels que l'exposition au froid et au déficit d'eau (Franket al., 2002 ; Welte et al., 2002 ). Les PLD jouent un rôle important dans les mécanismes de la réponse au stress, mais ce rôle varie d'une PLD à une autre (Liet al., 2004).

➤ **Les EAO (espèces activées de l'oxygène)**

En cas de stress biotique ou abiotique, on observe chez les plantes une production rapide et massive d'espèces réactives à l'oxygène. Cette production d'EAO est donc considérée comme une réponse générale de la plante à un stress (Lemzeri, 2007). Alors que dans le cadre d'une réponse à un stress biotique les EAO ont un rôle de défense car ils sont toxiques pour l'organisme agresseur, ces molécules jouent un rôle de second messager dans la réponse à un stress abiotique. Très peu de senseurs de ces EAO sont connus chez les plantes (Quinn et al., 2002).

De plus, 175 gènes dont l'expression était modifiée suite à l'exposition de la cellule à des EAO ont été identifiés. Ces gènes codent des protéines assurant des fonctions anti-oxydantes, ou étant associées aux mécanismes de défense et de réponse au stress. Les EAO se retrouvent donc à l'interface de toutes les étapes des mécanismes de la réponse à un stress abiotique et biotique. Leur rôle dans ces deux situations est différent (Vincent, 2006).

L'augmentation de l'activité enzymatique de l'ensemble des enzymes antioxydantes, sous des conditions de stress salin ou stress hydrique, peut être un indicateur de la surproduction des EAO et amène à la mise en place de la machinerie antioxydante pour réduire les dommages causés par le stress oxydatif (Meloniet al., 2003).

➤ **LEA (LateEmbryogenesisAbundant)**

La majorité de ces gènes sont classés en deux groupes: des gènes liés à la protection des cellules du stress, comme les protéines (LateEmbryogenesisAbundant) LEA (Ces composés sont des protéines dont les gènes sont induits lors d'un stress hydrique au niveau des racines et des feuilles). Ces protéines sont hautement hydrophiles et sont riches en glycine. La surexpression des LEA permettra donc une meilleure tolérance aux conditions de stress. Ces dernières vont être synthétisées pour permettre la protection de la machinerie cellulaire, le maintien de la structure des membranes ou des protéines et la compartimentation des ions (Gimeno et al., 2009).

D'autres substances seront aussi synthétisées notamment les enzymes de biosynthèse, les osmolytes (tel que la proline), la raffinose (considéré comme le principal osmolyte dans la mobilisation des EAO et dont l'accumulation dans les racines permettra une meilleure tolérance au stress (Gimeno et al., 2009), le pinitol, les sucres (correspondant à des solutés

compatibles) et d'autres composés qui vont permettre d'abaisser le potentiel osmotique cellulaire (Ben yahmed, 2013).

Les gènes LE présentent la caractéristique d'être régulés, au niveau transcriptionnel via un mécanisme dépendant de l'ABA (Wang et al., 2003). Il a ainsi été montré que 28 des 50 gènes LE identifiés présentait une dérégulation de leur expression chez au moins un mutant déficient en ABA (Bies-Etheve et al., 2008).

# **Chapitre IV :**

## ***Les plantes et le stress salin***

## **Chapitre IV : Les plantes et le stress salin**

Les impacts du sel sur le développement et le rendement des plantes sont nombreux. Chez plusieurs espèces végétales, les dégâts produits par le stress salin se manifestent communément par une séquence de changements morphologiques, physiologiques (Benmahioul et *al*, 2009), biochimiques et moléculaires (Ashraf et Harris, 2004). Les fortes concentrations salines peuvent affecter les différents stades de développement de la plante. Elles entraînent un déséquilibre ionique et une toxicité chez les végétaux, ce qui peut affecter certains processus métaboliques vitaux (Benmahioul et *al*, 2009).

### **IV-1- Action de salinité sur la germination**

Thomson (1985) rapporte que la germination correspond au stade de développement le plus sensible du cycle de la plante. En effet, Beatty et Ehlig (1993) confirment cette sensibilité durant la germination et signalent une tolérance au cours de la croissance (Nabi, 2009). Selon Maillard (2001), et Abdelly (2006), la plupart des plantes sont plus sensibles à la salinité durant leurs phases de germination et de levée dont l'effet nocif est de nature osmotique ou bien toxique (Lahouel, 2009).

La salinité peut agir de deux façons sur la germination :

**a)-** il peut y avoir assez de sels dans le milieu où se trouve la graine pour augmenter la pression osmotique de la solution du sol au point de retarder ou d'empêcher l'absorption de l'eau nécessaire (Hayward, 1957), La réduction du potentiel osmotique de la solution du sol empêche l'inhibition de la graine (Adel et Bader, 2002) suite à la baisse du potentiel hydrique autour des graines, ce qui rend l'eau inaccessible à cette dernière pour la réhydratation (Lahouel, 2009), et une diminution des activités enzymatiques et une forte absorption de  $\text{Na}^+$  par rapport à  $\text{K}^+$  ce qui conduit à une toxicité embryonnaire et un retard dans les processus métaboliques (Adel et Bader, 2002);

**b)-** certains sels ou ions qui s'y trouvent peuvent être toxiques pour l'embryon et la plantule (Hayward, 1957).

Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence de sel, la variation de l'équilibre hormonal a été évoquée (Ungr, 1991; Karbar, 1986; Debez et *al*, 2001), le sel

affecterait les teneurs endogènes en hormones de croissance (dont la kinétine et l'acide gibbérillique) impliquées dans le processus de germination (Ungar, 1996).

Les sels agissent sur la faculté et sur l'énergie germinatives, mais les espèces ne réagissent pas toutes avec la même intensité (Grillot, 1957).

#### **IV-2- Action de la salinité sur la croissance et le développement**

L'accumulation des ions  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  dans la plante limite l'absorption des ions indispensables tels que  $\text{K}^+$  et  $\text{Ca}^{++}$  et  $\text{NO}_3^{--}$ , Des expériences ont démontré que c'est principalement les déficits de ces ions qui semblent le plus préjudiciable aux retards de croissance constatés (Oustani, 2011)

Les effets de la salinité se manifestent par une diminution de la croissance de l'appareille végétative, caractérise par la faible ramification, le faible diamètre des organes, la réduction du nombre des nœuds et de feuille et de la longueur de la tige et par conséquence l'augmentation du rapport racine / tige(Hamza, 1977; Brun, 1980; Rush, et al 1981; Larher et al, 1987; Mohammed et al, 1998; Meloni et al, 2001).

La croissance foliaire est généralement plus affectée par le sel que la croissance racinaire chez plusieurs espèces de plantes cultivées comme l'orge (Gouia et Ghorbal, 1986).La salinité provoque le plus souvent un retard dans le développement, D'une manière générale ; la croissance en longueur, le diamètre des tiges et la grosseur des fruits diminuent d'une façon importante avec l'augmentation de la salinité (Boukachabia, 1993).

En revanche, il faut signaler que les effets de salinité sur la croissance et la productivité végétale ne sont pas toujours négatifs. De faibles concentrations dans le milieu peuvent stimuler la croissance(Colmer et al, 1995).Cet effet de stimulation de la croissance par le sel (NaCl) est particulièrement visible sur le cotonnier (*Gossypiumhirsutum L.*) (Ben Kaddour, 2014).

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

- la réduction de la croissance de la plante est due aux diminutions du potentiel osmotique dans le sol, de la conductance stomatique ; de la photosynthèse et aussi à l'augmentation de la concentration des ions  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ , qui atteignent des niveaux toxiques pour la plante (R'him et al, 2013).

- La perte de turgescence des cellules due au stress osmotique induit par le soluté externe;
- Le déséquilibre nutritionnel causé par l'absorption réduite des ions essentiels comme  $K^+$ ,  $Ca^{++}$  et  $NO_3^-$  en liaison avec une accumulation excessive de  $Na^+$  et  $Cl^-$  (GROUZIS et al, 1977 ; Haouala et al, 2007).
- l'altération de la photosynthèse (Belkhodja, 1993) et de la respiration, la synthèse des protéines et des acides nucléiques (Ben-Hayyim et al, 1989), l'accumulation des solutés organiques, l'activité des enzymes, l'équilibre hormonal (Dubey et Rani 1990) et la disponibilité de l'eau (Hamza, 1980).

### **IV-3- Action de la salinité sur la photosynthèse**

Le développement des plantes est le résultat de l'intégration et la régulation des processus physiologiques dont le plus dominant est la photosynthèse. La croissance du végétal autant que la production de biomasse est une mesure de la photosynthèse nette et comme les stress environnementaux affectent la croissance donc affectent la photosynthèse (Bouزيد, 2010).

Le stress salin cause des effets à long et à court terme sur la photosynthèse :

Les effets à court terme se manifestent après quelques heures jusqu'à un à deux jours de l'exposition au stress, et la réponse est importante ; il y a complètement arrêt de l'assimilation du carbone.

L'effet à long terme s'exprime après plusieurs jours de l'exposition au sel et la diminution de l'assimilation du carbone est due à l'accumulation du sel dans les feuilles en développement (Munn et Termatt, 1986 in Parida et Das, 2005).

La présence continue de NaCl dans le milieu de culture entraîne une augmentation d'une part de l'épaisseur des limbes (ce qui deviendrait un élément limitant dans la porosité stomatique) et d'autre part des vitesses d'ouverture des stomates (Lemzeri, 2007).

La diminution de la vitesse photosynthétique est due à plusieurs facteurs (Bouزيد, 2010) :

- la déshydratation des membranes cellulaires ce qui réduit leur perméabilité au  $CO_2$ ,
- la toxicité du sel;
- la réduction de l'approvisionnement en  $CO_2$  à cause de la fermeture hydroactive des stomates;
- la sénescence accrue induite par la salinité;

- le changement dans l'activité des enzymes causé par le changement dans la structure cytoplasmique (Iyengar et Reddy, 1996 in Parida et Das, 2005).

#### IV-4- Action de salinité sur l'anatomie de feuille

La salinité cause une augmentation de l'épaisseur de l'épiderme, l'épaisseur de mésophyle, la longueur de cellule palissadique ; le diamètre de cellule palissadique dans les feuilles, la salinité réduite aussi l'espace intra cellulaire dans les feuille, l'épaisseur de mésophyle et de l'épiderme ainsi que l'espace intercellulaire diminuent significativement dans les feuille traitée avec le NaCl de la *Mangrove B. parviflora*(Parida et Das,2005).

Le stress salin cause le développement de la vacuolisation et un gonflement partiel du réticulum endoplasmique, le gonflement de la mitochondrie, la vésiculation et la fragmentation du tonoplaste et la dégradation du cytoplasme par le mélange de la matrice cytoplasmique et vacuolaire des feuilles de la plante douce *Ipomoeabatatas* (Menouar,2015).

Munns et Termaat (1986), signalent que le stress salin a pour effet immédiat de limiter la croissance en inhibant la croissance foliaire par des messages hormonaux partant des racines en directions des feuilles. L'hormone impliquée est probablement l'acide abscissique (Kefu et al, 1991).

#### IV-5- Action de la salinité sur les pigments photosynthétiques

Le taux de chlorophylle et de caroténoïde des feuilles diminue en générale sous les conditions de stress salin. Les feuilles les plus âgées commencent à développer une chlorose et finissent par tomber pendant une période prolongée de stress salin .Par contre, Nang et Nil (2000), en rapporté que le contenu de la chlorophylleaugmente sous les conditions de salinité chez *Amaranthus*. Chez *Grevilea*, (Ouis, 2016).

La salinité réduit le contenu chlorophyllien, cette réduction est dépendante de l'intensité du stress et du degré de tolérance de la plante (Ashraf et Mcneilly, 1988 ; Zhao et al, 2007).

Selon Velegaleti et al, (1990), la réduction de la chlorophylle est corrélée avec l'accumulation du Cl<sup>-</sup> dans les tissus. De plus la salinité impose à la plante une réduction de l'absorption des ions essentiels tels que le K<sup>+</sup> et Ca<sup>2+</sup> conduisant à un déséquilibre ionique (Zhu, 2001).

#### IV-6- Action de la salinité sur la stabilité membranaire

La membrane plasmique est le principal site de l'interaction du sel avec la plante. Le transport des ions à travers la membrane plasmique et le tonoplaste semble jouer un rôle important dans le mécanisme par lequel la cellule d'orge peut maintenir un bon rapport  $K^+/Na^+$  dans le cytoplasme (Brown et al. 1989).

Speer et Kaiser (1991) ; montrent que la tolérance à la salinité est due à la capacité de contrôler le flux de sel dans l'apoplaste puis dans la cellule. Il a été rapporté que le stress salin entraîne une perturbation de la composition lipidique et protéique de la membrane plasmique (Chrétien et al 1992, Borochoy 1991) ce qui affecte la stabilité des structures membranaires (Blaha et al, 2000). Le maintien d'une bonne stabilité membranaire dans les conditions de stress salin est un facteur important dans la tolérance à la salinité (Magdy et al, 1993).

#### IV-7- Action de la salinité sur la disponibilité en nutriments

Dans des conditions salines, de fortes teneurs en  $Na^+$ ,  $Ca^{2+}$ ,  $Mg^{2+}$ ,  $Cl^-$  et en sulfates dans le milieu réduisent la disponibilité en éléments nutritifs, inhibent le transport et saturent les sites de fixation des ions. La compétition et les interactions entre le  $Cl^-$  et les nitrates, le  $Na^+$  et le  $Ca^{2+}$  et le  $Na^+$  et le  $K^+$  conduisent à un déséquilibre ionique, une déficience en nutriments et/ou une toxicité ionique (Grieve et Shannon, 1999). L'accumulation du NaCl au niveau de la rhizosphère réduit le potentiel hydrique du sol ainsi que l'absorption de l'eau conduisant à la déshydratation de la cellule (Ameur, 2014).

L'augmentation des quantités de  $Na^+$  et de  $Cl^-$  dans le sol affecte la disponibilité des nutriments indispensables par la modification de la sélectivité des membranes (Lloyd et al, 1989) soit par substitution, soit par compétition au niveau des sites d'absorption membranaire (Zid et Grignon, 1991). Les ions  $Na^+$  atténuent l'influx intracellulaire des ions  $K^+$  et l'acquisition de cet élément essentiel par les cellules (Lloyd et al, 1989).

La salinité (dominée par les ions  $Na^+$ ) réduit également la disponibilité des ions  $Ca^{2+}$  ce qui affecte la structure et la composition des organes végétatifs et reproductifs (Tounekti et al, 2011). Les effets osmotiques du stress salin peuvent également limiter la croissance des racines, ce qui limite les possibilités d'absorption des éléments nutritifs du sol (Jabnoue, 2008).

Les effets nutritionnels de la salinité incluent les deux actions primaires du sel sur les plantes: la toxicité directe due à l'accumulation excessive des ions dans les tissus et un déséquilibre nutritionnelle provoqué par l'excès de certains ions (Bennabi,2017).

#### **IV-8- Action de la salinité sur le changement de conductivité hydraulique des tissus**

La salinité entraîne une réduction de la capacité des plantes à absorber l'eau, une chute des potentiels hydrique foliaire et osmotique « déshydratation cellulaire » (Hamdia et Shaddad, 2010 ; Joseph et Jini, 2011).

En général l'activité physiologique est maximale à la pleine turgescence des cellules. La concentration en sels dissous dans la solution du sol accroît, selon son degré, la pression osmotique dans l'environnement racinaire. Ceci se traduit pour la plante par une diminution de la disponibilité de l'eau, donc par une plus grande difficulté pour l'absorption (Slama, 2004).

La plante est capable de contrôler l'absorption d'eau en ajustant la conductivité hydraulique de la membrane plasmique. Les aquaporines sont des protéines membranaires qui permettent un passage rapide des molécules d'eau d'un compartiment à l'autre. Daniels et al (1994), ont montré que chez *Arabidopsis* surexprimant des aquaporines de type RD28 possèdent une meilleure tolérance à un stress osmotique en comparaison aux plantes sauvages (Nguyen,2012).

#### **IV-9- Action de la salinité sur le comportement biochimique de la plante**

Sous les conditions salines il y a un changement dans le modèle d'expression des gènes, et des changements qualitatifs et quantitatifs dans la synthèse des protéines (Reynoldes et al 2001). Le stress salin induit une perturbation lipidique et protéique au niveau de la membrane cellulaire, affectant ainsi sa stabilité (Alem et Amri, 2005).

La présence du sel en forte concentration inhibe principalement le métabolisme cellulaire et la photosynthèse (Tremblin et Coudret, 1986) par l'imposition d'un stress osmotique sur la cellule (Hayashiet Murata ,1998) et par la toxicité du sodium et du chlorure dans le cytoplasme (Niu et al, 1995).

Chez divers espèces, plus ou moins résistantes, on a observé une augmentation du sucre totaux (Asloum, 1990).

**IV-10- Action de la salinité sur les métabolismes cellulaires**

En conditions salines du milieu de culture, il est possible de mettre en évidence l'influence du sel sur des activités métaboliques de la plante comme l'absorption d'eau et de nutriments, l'ajustement osmotique, la synthèse de protéines et d'acides nucléiques, l'accumulation de solutés organiques, ainsi que sur la balance hormonale, dégâts membranaires, lésions au niveau du plasmalemma, changement de la structure et la perméabilité de la couche lipidique des cellules racinaires au biomolécules, le taux de respiration et la photosynthèse (Levigneron et al, 1995 ; Bell, 1999).

L'effet immédiat d'une augmentation de la salinité sur le métabolisme cellulaire est déterminé par la diminution du gradient de potentiel hydrique entre la plante et le milieu, entraînant une déshydratation et une baisse de turgescence plus rapide dans les cellules épidermiques (Lemzeri, 2007).

Les sols salins peuvent imposer des effets spécifiques ioniques sur les plantes parce que les fortes concentrations d'ions ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ) accumulés dans les cellules, agissent en désactivant des enzymes, en inhibant la synthèse des protéines ou en favorisant le dépliage menant à la dénaturation des protéines et en affectant la photosynthèse (Räsänen, 2002).

**IV-11-Action de la salinité sur les enzymes anti oxydantes**

En cas de stress biotique ou abiotique, on observe chez les plantes une production rapide et massive des espèces réactives de l'oxygène. de nombreuses études ont été menées, afin de préciser quel facteur entraînent ce phénomène (Ouis, 2016).

Le stress salin cause un déficit hydrique comme conséquence à l'effet osmotique sur les activités métaboliques des plantes. Ce déficit hydrique cause un stress oxydatif à cause de la formation de l'espèce réactive de l'oxygène comme les superoxydes, les radicaux hydroxyles et le peroxyde (Ouis, 2016).

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

Les plantes se défendent contre ces espèces réactives de l'oxygène par l'induction de l'activité de certains enzymes antioxydantes comme la catalase, la peroxydase, la glutathion réductase,

la mono-déshydroascorbate réductase (MDRHA) et la déshydroascorbate réductase (DHAR) augmentent sous les conditions de stress salin chez le blé alors que l'ascorbate total et le contenu du glutathion diminuent (Hernandez et *al*, 2000).

# **Chapitre V:**

## *Effet de salinité sur la plante*

## **V-Effet de la salinité sur la plante**

La salinité provoque au sein de la plante des effets d'ordre osmotique, toxique ou nutritionnel (Larcher, 1995; Lambers *et al*, 1998 ; Debez *et al*, 2001; Mohsen *et al*, 2011) qui peuvent affecter la croissance et le développement de la plupart des espèces végétales cultivées (Munns, 1993; Munns *et al*, 1995) conduisant à terme à des baisses de rendement et de la qualité des productions agricoles (Bassirou, 2013).

### **V-1- Effet hydrique**

Une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau où inhiber la capacité des plantes à capter l'eau du sol (Anita, 2000). La sécheresse menant au stress hydrique dans la plante (Leakey *et al*, 2006), Cela nécessite un ajustement osmotique adapté, afin que le potentiel hydrique cellulaire demeure inférieur à celui du milieu extracellulaire et à celui du sol. Ce phénomène assure d'une part, la poursuite de l'absorption de l'eau du sol, et d'autre part, la rétention de l'eau intracellulaire et le maintien de la turgescence. Lorsque l'ajustement osmotique n'est pas suffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui provoque un déficit hydrique et la perte de la turgescence (Kadri *et al*, 2015).

### **V-2- Effet osmotique**

C'est la diminution de la disponibilité de l'eau pour le végétale due à l'augmentation de la pression osmotique de la solution de sol (Derkaoui, 2011).

Cette effet peut se produire dans la racine; les plantes ont besoin de maintenir le potentiel hydrique interne au dessous de la concentration du milieu pour maintenir la turgescence de leurs cellules et leur alimentation en eau et leur croissance (Flowers *et al*, 1977).

Donc, le stress osmotique dans les racines se produit quand il y a une forte pression osmotique de la solution autour des racines, en menant à une baisse du potentiel hydrique externe, dans ce cas, l'effet du stress hydrique résultant est attribuable aux fortes concentrations de sel à l'extérieur de la plante plutôt que dans la plante elle-même, qui peut inhiber l'alimentation en eau ou même, en causant la déshydratation de la plante et finalement une réduction de la turgescence et la croissance (Flowers *et al*, 1977; Greenway *et al*, 1980; Xiong *et al*, 2002).

Le stress osmotique peut se produire aussi dans l'apoplaste de la feuille, et se mécanisme de toxicité du ( $\text{Na}^+$ ) été proposé en premier par Oertli(1968). Communément les plus vieilles présentent en premier de tel dégât, comme ils ont été exposées plus longtemps, et par conséquent plus de temps d'accumuler le  $\text{Na}^+$  qui passe dans l'apoplaste à travers le flux du xylème et réside si l'eau s'évapore de tel commande osmotique de transport d'eau des cellules provoque une tension sur les membranes et les macromolécules, interrompre les activités cellulaires naturelles, et pourrait causer même la mort des cellules(Xiong et al, 2002 Menour, 2015).

### **V-3- Effet ionique**

Le stress ionique se développe au fil du temps et est dû à une combinaison de l'accumulation d'ions dans la partie aérienne et une incapacité à tolérer les ions qui se sont accumulés dans les tissus végétaux. Le stress ionique est spécifique du stress salin. Il a moins d'effet par rapport au stress osmotique, en particulier à faible concentration en sel (Nguyen, 2012).

Des concentrations excessives d'ions chlorures et de sodium dans la solution du sol peuvent causer une toxicité ionique survient lorsque l'accumulation de sels dans les tissus qui perturbe l'homéostasie des ions cytosoliques de l'organisme (Nguyen, 2012), l'activité métabolique (Kadri et al, 2015), enzymatique et accélère la sénescence et la maturité des feuilles(Nguyen, 2012).

Durant le stress salin pour la plupart des espèces,  $\text{Na}^+$  atteint une concentration toxique avant  $\text{Cl}^-$ . Le niveau de toxicité du  $\text{Na}^+$  n'a pas été analysé en détail mais il est probable qu'il dépende du type de cellules (Nguyen, 2012).

### **V-4- Effet nutritionnel**

Des concentrations salines trop fortes dans le milieu, provoquent une altération de la nutrition minérale, en particulier vis-à-vis des transporteurs ioniques cellulaires. Le sodium entre en compétition avec le potassium et le calcium, et le chlorure avec le nitrate, le phosphore et le sulfate(Kadri et al, 2015).

### **V-5- Effet oxydatif**

La terminologie « stress oxydant » est généralement utilisée pour toute agression environnementale ayant pour conséquence une production accrue d'oxydants, molécules

toxiques dérivées de l'oxygène. Ces molécules dont l'oxygène singulet ( $1O_2$ ), l'anion superoxyde ( $O_2^-$ ). Le radical hydroxyle (OH) et le peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) ont tendance par leurs propriétés oxydantes à arracher des électrons à d'autres molécules (Lemzeri, 2007).

Le stress oxydatif correspond à une perturbation du statut oxydatif intracellulaire, induite soit par production excessive de radicaux libres soit par une diminution de la capacité de défense anti-oxydante. Les effets de radicaux libres sont proportionnels à l'intensité et à la durée de leur production. Une production transitoire et modérée de radicaux libres correspond à un mécanisme de défense de la cellule lui permettant, par exemple, de détruire des microorganismes pathogènes

(Lemzeri, 2007).

Lorsque cette production est récurrente ou chronique mais reste modérée dans son intensité, la balance entre production de radicaux libres et système de détoxification de la cellule est perturbée de manière continue, et on parle alors de stress oxydatif. Si la production de radicaux libres est suffisamment importante elle altère de manière irréversible des processus cellulaires vitaux et déclenche la nécrose et la mort cellulaire. Les radicaux libres réagissent avec des substrats oxydables (dont le glucose) et produisent des radicaux carbonyles. Ces derniers ont de multiples effets intracellulaires dont la glycation de protéines. L'altération de la structure de l'ADN, la génération de produits de peroxydation des lipides, et la modulation de la transcription de nombreux gènes (Elstner, 1982 ; Halliwell et Gutteridge, 1984 ; Allen, 1995 ; Essah, 2000 ; Paridaa *et al*, 2005).

### **V-6- Réponses des plantes face au stress salin**

En général, les plantes sont classées en glycophytes et halophytes et chaque classe a développé une stratégie différente pour atténuer les effets du stress salin (Alem *et al*, 2001). Les semences des glycophytes et des halophytes répondent de la même manière au stress salin, en réduisant le nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination (Ismail, 1990 in Lachiheb *et al*, 2004).

Les plantes, aussi bien les halophytes que les glycophytes répondent à la contrainte saline par de nombreux changements, révèlent le caractère multifactoriel des mécanismes de tolérance et d'adaptation aux stress abiotiques (Bissatiet *et al*, 2012).

### V-6-1- Les glycophytes

C'est des plantes fortement ou moyennement sensible aux sels, il y a des glycophytes exclusives qui ne peuvent accumuler le sodium dans leurs feuilles et les glycophytes inclusives qui utilisent le sodium pour rétablir leur équilibre hydrique (Derkaoui, 2011).

Les glycophytes accumulent les ions entre 300-600 Mm selon le degré de résistance (Greenway et Munns, 1980).

### V-6-2- Les halophytes

Dans les écosystèmes fortement salés, les halophytes évoluent naturellement ; néanmoins, au cours de leur développement transportent et accumulent de grandes quantités de sel dans leurs feuilles (Belkhouja et al, 2004). Ce dernier mécanisme nécessite que ces espèces soient bien armées pour protéger leur appareil photosynthétique contre l'agression du sel (Zid et Grignon 1991). Elles accumulent les ions jusqu'à 800 Mm selon leur degré de résistance (Greenway et Munns, 1980).

Les halophytes sont divisées généralement en deux groupes :

- ❖ **halophyte obligatoire** : qui ne peuvent se développer qu'en présence de forte concentration salin (Derkaoui, 2011) : *Salcornea europaea*, *Sueda maritima* (Calu, 2006).
- ❖ **halophyte facultative** : qui résistante à d'importante accumulation de sel dans le milieu extérieurs et se comporte normalement dans des sol non salés (Derkaoui, 2011) : *Plantago maritima*, *Aster tripolium* (Calu, 2006).

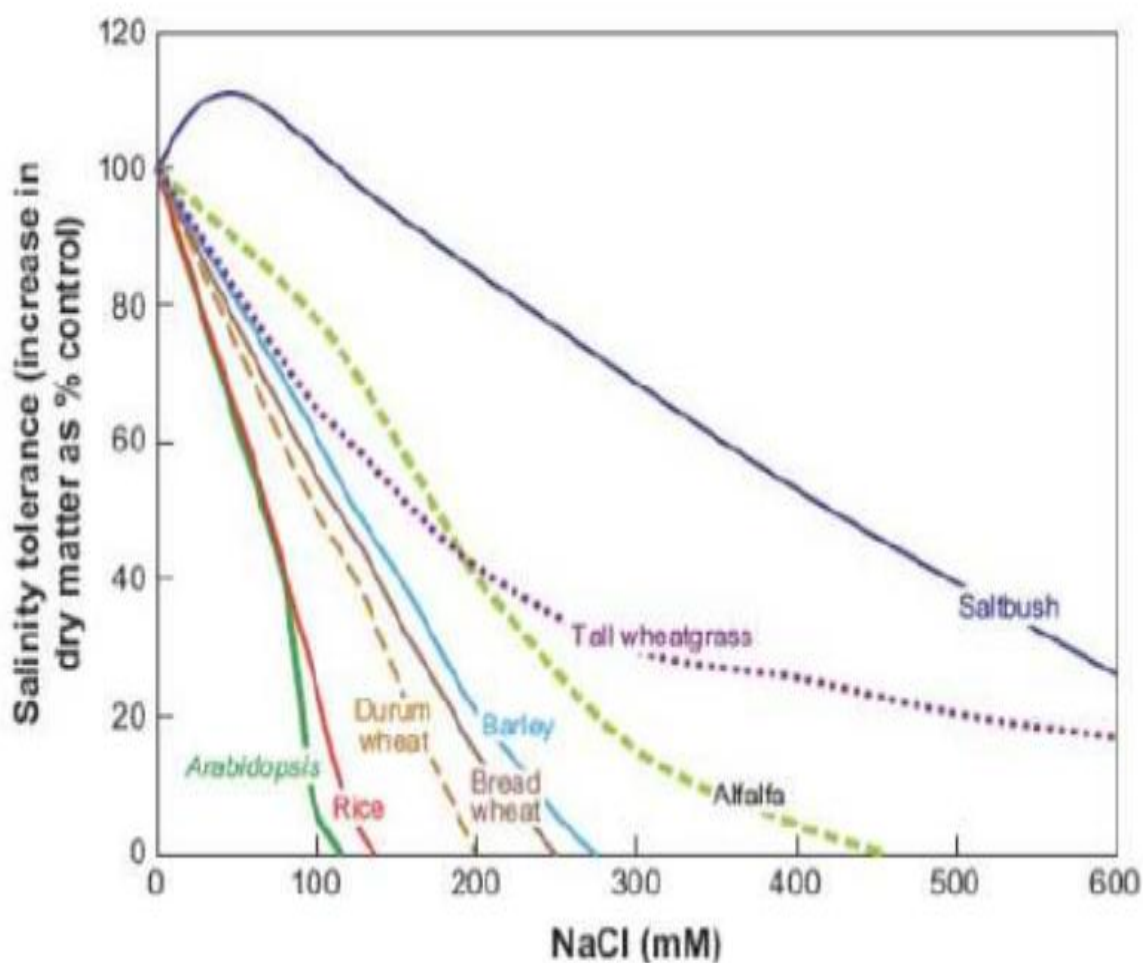
### V-7- La tolérance à la salinité:

Certains végétaux disposent d'un potentiel génétique pour la tolérance vis-à-vis des stress environnementaux. De plus, la variabilité intraspécifique que certaines plantes expriment pour la résistance au sel permet d'envisager la sélection de génotypes résistants contre le stress salin à l'aide d'indicateurs de tolérance à la salinité (Ashraf et al, 2006).

La tolérance à la salinité représente la capacité de la plante à maintenir la croissance sous conditions salines. Pour réaliser cela, la plante doit posséder le mécanisme pour tolérer la salinité. La tolérance à la salinité n'est pas un mécanisme qui est présent ou absent, c'est plutôt un phénomène qui prend différents degrés d'expression (Mahajan et Tuteja, 2005 ; Greenway et Munns, 1980; Wyn Jones et Gorham, 1983; Munns et al, 2006).

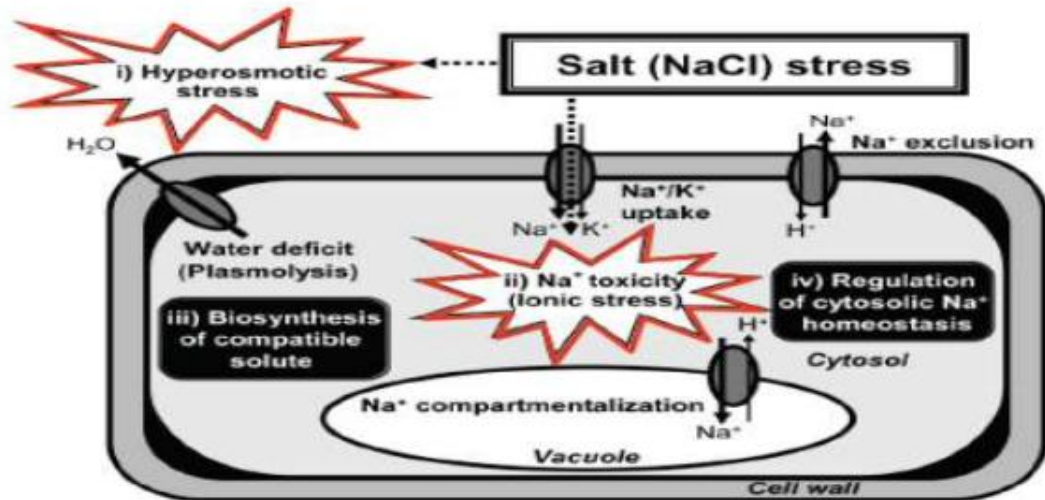
**V-8- Mécanismes de la tolérance au stress salin**

La tolérance à la salinité est le résultat de nombreux mécanismes spécifiques qui tentent de résoudre le problème des déséquilibres osmotiques et ioniques que subit la plante quand elle pousse en conditions salines (Alem et *al*, 2001). Variables selon l'espèce, de la variété, du stade végétatif et des facteurs liés au milieu (Halitim et *al*, 1998). La conséquence est une large variabilité de réponses chez les plantes soumises au stress salin (FigureV-1) (Mahajan et Tuteja, 2005 ; Greenway et Munns, 1980; Wyn Jones et Gorham, 1983; Munns et *al*, 2006).



**FigureV-1:** diversité de la tolérance à la salinité chez quelques espèces végétales (Mahajan, et Tuteja, 2005)

L'exclusion, l'inclusion, la discrimination entre  $\text{Na}^+$  et  $\text{K}^+$  ainsi que l'ajustement osmotique sont reconnus comme étant différents mécanismes utilisés par la plante pour tolérer le stress salin (Figure V-2) (Benderradji, 2013).



**Figure V-2:** effet du stress salin et mécanismes de régulation de la tolérance à la salinité (Cheong et Yun, 2007).

### V-8-1- Inclusion

La plante capte le sel, qui parvient aux feuilles, au même titre que l'eau, par le mouvement ascendant de la sève dans les vaisseaux. A l'intérieur des cellules, grâce à des systèmes de "pompes" moléculaires. Le sel est ainsi isolé des constituants cellulaires vitaux (ElMadidi, 2003).

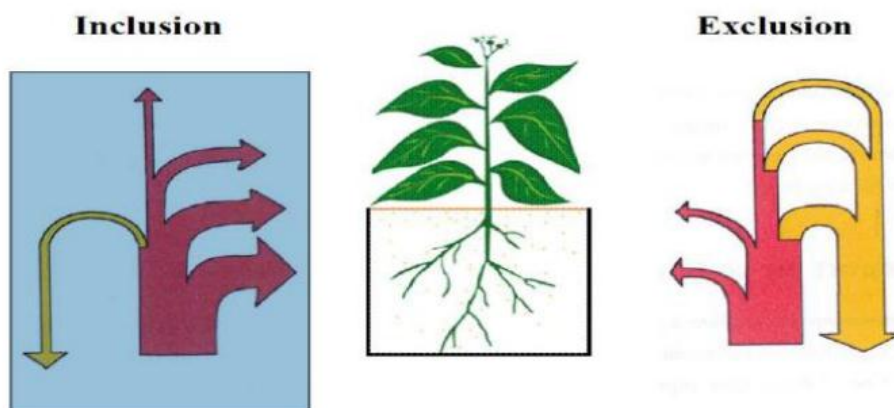
Les plantes tolérantes au NaCl sont dites « incluser » car elles ont en général des feuilles plus chargées en Na<sup>+</sup> que les racines lorsqu'elles sont cultivées en présence de sel (Slama, 1986).

### V-8-2- Exclusion

La plante empêche le sel de remonter jusqu'aux feuilles; une première barrière existe au niveau de l'endoderme, couche interne de cellules de la racine. Cependant, cette barrière peut être interrompue, en particulier de l'émergence des ramifications de la racine. D'autres mécanismes limitent le passage de sel des racines vers les feuilles mais les gènes qui les gouvernent sont encore largement inconnus (ElMadidi, 2003).

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

Chez les plantes sensibles à NaCl, Na s'accumule dans les racines mais il est exclu des feuilles (Slama, 1986), Ces plantes sont dites « excluser » vis-à-vis de Na (Ben El Hadj et al, 2007).



**Figure V -3:** stratégies d'inclusion et d'exclusion chez les plantes (Levigneron et al, 1995)

La stratégie « inclusion » caractérise le fait de favoriser le stockage du sodium dans les feuilles en préservant le méristème apical alors que la stratégie « exclusion » caractérise le fait de favoriser la recirculation de Na vers les racines (Brahimi, 2017).

### V-8-3- La réexcrétin

Perthomieu et al, (2003), ont montré chez *Arabidopsis thaliana* une troisième stratégie à l'intermédiaire entre Inclusion et Exclusion : la recirculation. Le Na<sup>+</sup> est absorbé et parvient jusqu'aux parties aériennes mais il est aussitôt (re-pompé) et reconduit par les vaisseaux du phloème vers les racines qui peuvent excréter les ions à l'extérieur (Hammou, 2010) et l'éliminer dans le sol

(BERTHOMIEU et al, 2003). Selon ces mêmes auteurs, les feuilles activent un gène dénommé AtHKT1 identifié chez *Arabidopsis thaliana*, qui code pour une protéine de transport membranaire assurant le transport des ions sodium dans la sève du phloème (Boukraa, 2008).

#### V-8-4- Ajustement osmotique et accumulation de solutés organique

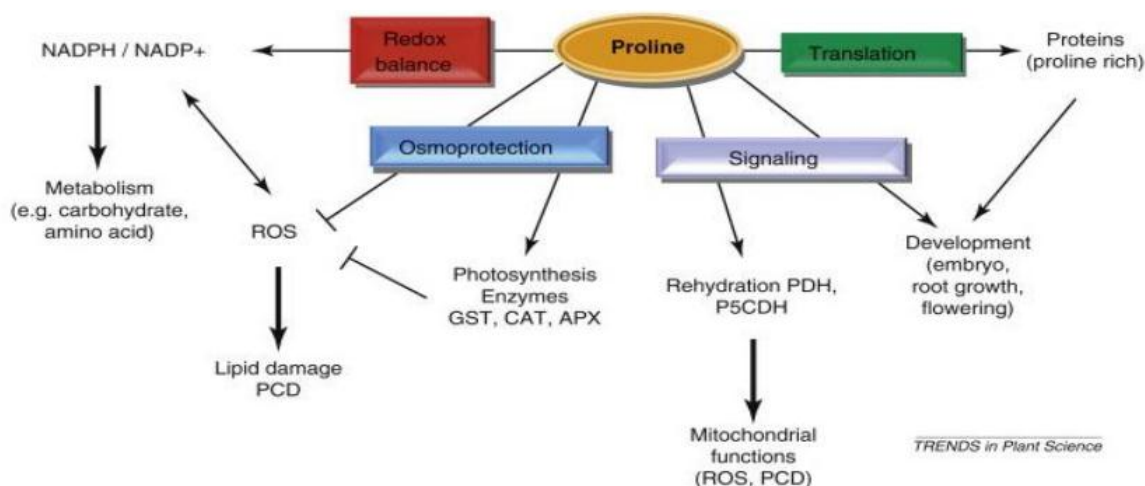
La tolérance d'une plante au stress salin pourrait aussi être attribuée à sa capacité d'accumuler des substances non toxiques capables de protéger ses organites cellulaires contre les effets néfastes du chlore et du sodium particulièrement (Ait Haddou et *al.* 2002).

L'ajustement osmotique apparaît aujourd'hui comme un mécanisme majeur d'adaptation, il peut intervenir à tous les stades de développement et son caractère inductible suggère qu'il n'a pas (ou peu) d'incidence sur le rendement potentiel (Kadriet *al.*, 2015), lui permettant d'ajuster sa pression osmotique interne grâce aux électrolytes et aux solutés organiques (Osmond, 1983), afin de contrôler l'exportation des ions dans les organes aériens qui représente un déterminant important de la tolérance au sel (Alem et Amer, 2005), parmi ces osmolytes on trouve les acides aminés comme la proline, les ammoniums comme la glycine (Calu, 2006). dans le même sens il a été démontré que les sucres solubles et la proline s'accumulent dans les tissus des plantes cultivées sous stress salin et qui sont impliquées dans les mécanismes d'ajustement osmotique (Benkhaled et *al.*, 2003).

##### V-8-4-1- Accumulation de la proline

La proline est la molécule organique la plus accumulée chez les organismes lors d'un stress (Nakashima, 1998). observée chez de nombreuses monocotylédones ou dicotylédones, s'accumule aussi bien chez les glycophytes que chez les halophytes sur des cellules en suspension, ou des plantes entières pour restaurer l'équilibre osmotique entre cytoplasme et vacuole. La synthèse de proline est une mesure adaptative prise par les plantes et sa teneur est corrélée à la tolérance au NaCl (Denden et *al.*, 2005).

La proline agit en tant que composé soluble compatible dans l'ajustement osmotique pouvant atteindre de fortes concentrations sans exercer d'effet toxique comme le cas des ions (Yancey et *al.* 1982; Silva-Ortega et *al.*, 2008). En plus du rôle osmotique attribué à la proline, celle-ci intervient dans la détoxification des formes actives d'oxygène (Hong et *al.*, 2000; Kocsy et *al.*, 2005) et la stabilisation des protéines (Ashraf et Foolad 2007; Majumder et *al.*, 2010 in), protégerait l'intégrité de la membrane plasmique (Mansour 1998 in Blumwald et *al.*, 2011) et constituerait une source de carbone et d'azote (Ahmad et Hellebust 1988; Peng et *al.* 1996; Sairam et Tyagi 2004).



**Figure V-4:** fonctions de la proline chez les plantes (Szabados et Savouré, 2010) APX: ascorate peroxydase CAT: catalase PCD: programmed cell death

#### V-8-4-2- Sucres solubles

Les sucres solubles sont des voies des métabolismes végétaux, stimulés par un stress salin (Arnault et al, 2011).

Chez diverses espèces, plus ou moins résistantes, on a observé une augmentation des sucres totaux résultant d'un blocage de glycolyse provenant de l'hydrolyse de l'amidon (Beddiar et al, 2013). Ces sucres sont abondants dans le cas de concentration fortement saline et déshydratante. Les sucres pourraient contribuer à plus de 50% à l'ajustement osmotique des glycophytes soumises aux conditions de salinité (Farissi et al, 2014). L'accumulation des sucres solubles est importante dans les feuilles des plantes d'*Atriplex halimus L.* et d'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt, soumises à un stress salin (Beddiar et al, 2013).

Une forte corrélation a été établie entre l'accumulation des sucres et le niveau de tolérance à la salinité. Les nombreux cas où sont décelées des accumulations de sucres (saccharose) ou de leurs dérivés alcools, tels que les polyols, le mannitol, le sorbitol et le tréhalose, s'accompagnent aussi de l'augmentation de composés aminés. L'augmentation de la concentration des polyols entraîne une augmentation du potentiel osmotique du cytoplasme, ce qui permet une plus grande compartimentation de sodium dans la vacuole. De plus, ces polyols agissent en tant



### V-8-4-3- Les bêtaïnes

La betterave est à l'origine du nom bêtaïne, car elle en contient des quantités importantes. Les bêtaïnes, qui ont la particularité d'être méthylées, sont issues soit de la proline, soit d'autres acides aminés. Elles interviennent au niveau de l'ajustement osmotique, de l'osmoprotection et de la protection des enzymes (Gorham, 1992).

En cas de stress salin, on considère que l'intensification du métabolisme de la choline (précurseur de la glycine bêtaïne) peut participer au maintien des flux transmembranaires, par un renouvellement plus intense de la phosphatidylcholine, choline phosphorylée qui est la composante majeure des membranes cellulaires (Blumwald et al, 2011). La glycine bêtaïne est principalement présente au niveau des chloroplastes où elle joue une fonction vitale dans la protection des membranes thylakoïdes et par conséquent dans le maintien de l'efficacité photosynthétique et aussi dans l'osmoprotection en stabilisant les macromolécules et en préservant les membranes sous stress (Blumwald et al, 2011).

Certaines plantes cultivées accumulent aussi ce composé lorsqu'elles sont soumises à un stress salin; c'est le cas de l'épinard, du tournesol, du blé, de l'avoine et du maïs. Chez ces espèces, les génotypes tolérants accumulent en réponse au stress plus de glycine bêtaïne que les génotypes sensibles. La relation entre l'accumulation de bêtaïne et la tolérance au stress salin semblerait être liée à l'espèce, voire même au génotype (Blumwald et al, 2011).

### V-8-5- Sélectivité ionique ( $K^+/Na^+$ , $Ca^{++}/Na^+$ )

Dans des conditions salines, dues aux quantités excessives de  $Na^+$  échangeable, des ratios élevés de  $Na^+/K^+$  et  $Na^+/Ca^{++}$  se produisent dans le sol, ce qui induit un déséquilibre nutritionnel dans la plante (Marschner, 1995 ; Davenport *et al.*, 1997 ; Wenxue *et al.*, 2003). Les plantes soumises à de tels environnements, absorbent des quantités élevées de  $Na^+$  tandis que l'absorption du  $K^+$  et du  $Ca^{++}$  se trouvent considérablement réduits (Zerroumda, 2012).

Le  $Ca^{++}$  est nécessaire pour maintenir l'intégrité et le fonctionnement des membranes cellulaires, une carence en  $Ca^{++}$  endommage la sélectivité et l'intégrité des membranes ce qui accélère l'accumulation passive du  $Na^+$  au niveau des tissus. Cependant, l'ajout de  $Ca^{++}$  à un milieu salin stimule la croissance des plantes et l'accumulation des éléments nutritifs (Lazof et Bernstein, 1999 ; Cramer, 2002). Le  $K^+$  est aussi un macronutriment indispensable pour le

fonctionnement des enzymes et il est également un osmoticum majeur (Marschner, 1995; Davenport *et al*, 1997).

Le maintien de l'absorption du ( $K^+$ ) et du ( $Ca^{++}$ ) en présence d'une concentration externe élevée de ( $Na^+$ ) a été suggéré comme un critère important pour la tolérance à la salinité chez l'orge et le blé, (Greenway et Munns, 1980 ; Gorham, 1993 ; Lazof et Bernstein, 1999 ; Colmeret *al*, 2005 ; Munns *et al*, 2006).

Le mécanisme fondamental pour le maintien de proportion adéquate de ( $K^+$ ) et de ( $Ca^{++}$ ) dans les tissus végétaux sous stress salin semble dépendre de la sélectivité d'absorption de ces éléments, ainsi que de la sélectivité cellulaire de compartimentation et de distribution du ( $K^+$ ) et du ( $Na^+$ ) au niveau des jeunes feuilles (Munns *et al*, 2000 ; Cardenet *al*, 2003).

La sélectivité de ( $K^+$ ) par rapport au ( $Na^+$ ), est un critère physiologique important pour caractériser la tolérance au sel de plusieurs espèces. Le concept de sélectivité d'une plante paraît une fonction des besoins de chaque phase physiologique. Il ya une inégalité dans l'absorption de K et de Na. L'absorption de K est plus forte que celle du Na, la majorité des cellules ont un système d'exclusion active de sodium et un système d'absorption active de potassium pendant l'utilisation du mécanisme cellulaire " la pompe de sodium." ( $K^+$ ) et ( $Na^+$ ) sont présentés dans la forme d'antagoniste ou d'inhibition mutuelles des ions (Lemzeri, 2007).

L'analyse des plantes montre qu'elles contiennent des proportions différentes d'éléments minéraux dont le contenu en potassium ( $K^+$ ) dépasse pour une grande part les autres éléments (Rahmoune et al, 2004). Cette importance est liée à son rôle fondamental dans la régulation des fonctions de la plante et la croissance végétative, en supportant la synthèse de sucres et leur transfert vers les parties de réserve, qui interviennent dans l'assimilation chlorophyllienne (Hellali, 2002 ; Skiredj, 2005 ; Snoussi et al., 2005).

#### **V-8-6- Régulation de la croissance**

Ils été démontré que les réponses physiologiques à divers stress tels que la sécheresse ou la salinité, ont des caractéristiques similaires. Ils provoquent toute une augmentation de la concentration en ABA dans la partie aérienne ou une réduction de concentrations en cytokinine (Itai, 1999).

D'après Zhu (2001), la réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique. En effet ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour limiter les effets du 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 d'une espèce ou variété (Zhu, 2001). En plus du contrôle de la croissance par les signaux hormonaux, la réduction de la croissance résulte de la dépense de ressources dans les stratégies d'adaptation (Lahouel, 2014).

### **V -8-7- Synthèse d'antioxydants**

Les plantes produisent des espèces réactives à l'oxygène, nommés ROS : radicaux superoxyde ( $O_2^-$ ), peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ), et radicaux hydroxyle (OH) en réponse à un stress salin (Hernandez et al, 2001). Ces composés, lorsqu'ils sont accumulés en faibles quantités, peuvent servir de signal pour induire l'expression de gènes de réponse et de défense cellulaires (Blumwald et al, 2011).

La production excessive de ces composés provoque des dégâts oxydatifs, et ils deviennent toxiques pour la cellule (Blumwald et al, 2011) et causent d'importants dommages dans des lipides membranaires, des protéines et acides nucléiques (Hernandez et al, 2001). Le radical hydroxyl, par exemple, risque d'endommager les structures chlorophylliennes, protéiques, nucléiques et lipidiques, et par conséquent entraver le métabolisme cellulaire, la physiologie de la plante et finalement la croissance et le rendement. Par conséquent, la plante doit constamment déployer ses mécanismes de défense pour pallier ces dommages. De ce fait, et afin d'éliminer ces formes actives d'oxygène, les plantes possèdent des antioxydants (de nature non enzymatique) de faible masse moléculaire, et enzymatique, telles que la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT), l'ascorbate peroxydase (APX), la glutathion S-transférase (GST) et la glutathion peroxydase (GPX).

La superoxyde dismutase peut éliminer le radical superoxyde en catalysant la réaction de dismutation d' $O_2^-$  en  $H_2O_2$  qui, malgré tout, reste un intermédiaire toxique. La concentration de ce dernier peut être régulée par des enzymes, telles que l'APX, la CAT ou bien la GPX (Blumwald et al, 2011). Des plantes de riz transgéniques sur-exprimant la SOD de levure affichent une meilleure tolérance à la salinité. La sur-expression d'une peroxydase chez des plantes de tabac améliore leur capacité de germination sous stress osmotique. De même, des tabacs transgéniques sur-exprimant la GST et la GPX présentent une amélioration de la

germination et de la croissance sous stress salin (Roxas et al. 1997). En condition de stress salin, l'activité de ces deux dernières enzymes est plus intense chez la tomate sauvage tolérante que chez la tomate cultivée sensible (Blumwald et al, 2011).

Selon les études de transcriptomique effectuées par Cramer et al. (2006), le stress salin induit l'expression des précurseurs de la biosynthèse du glutathion chez la vigne, ainsi que des enzymes associées au cycle du glyoxylate qui est important pour l'oxydation des acides gras (fourniture d'énergie) et pour la photorespiration. Des concentrations élevées de glutathion confèreraient une meilleure protection anti-oxydative, et cela permet d'attribuer à ce composé un rôle central dans la réponse aux stress environnementaux (Blumwald et al, 2011).

# *Partie expérimentale*

# **Chapitre VI:**

## ***Matériels et méthodes***

**VI- 1- Objectif de l'étude**

L'objectif de notre étude est d'une part d'analyser le comportement des deux espèces d'*Artemisia* (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestrice*) sous stress salin et d'autre part d'établir une analyse comparative mettant en évidence les similarités et les disparités de réactions vis-à-vis de la salinité chez les deux espèces. Pour cela deux approches ont été employée :

- ❖ Une étude du comportement germinatif des deux espèces sous l'effet de la salinité ;
- ❖ Une étude In vitro dans le but est d' analyser la réaction des deux espèces de genre *Artemisia* sous la contrainte saline en se référant à des paramètres morphologiques (notamment des paramètres de croissance, teneur en matière sèche, poids frais total, longueur de la partie aérienne et racinaire, la surface foliaire), physiologiques (la perméabilité membranaire, la teneur relative en eau, la teneur en Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> des feuilles et des racines et chlorophylle) et biochimiques (notamment ceux qui interviennent dans l'ajustement osmotique à savoir la teneur en sucres solubles et la teneur en proline).

**VI-2-Le matériel végétal**

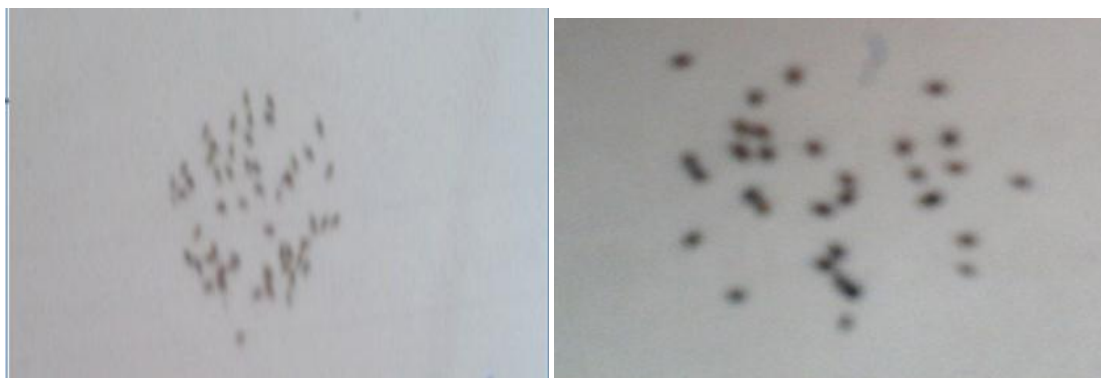
Le matériel végétal utilisé dans cet essai est constitué des graines de deux espèces du genre *Artemisia* (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*) récoltées durant le mois de janvier 2018.

**VI-2-1 Provenance du matériel végétal**

Le matériel végétal utilisé dans notre étude des graines récoltées durant le mois de Janvier dans deux sites différents. Les coordonnées géographiques des sites échantillonnées sont présentées dans le tableau VI-1ci-dessous:

*Artemisia herba alba* provenant de la région de Maaza (Bordj Bou Arreridj).

*Artemisia campestris* provenant de la région de Ben Srour (M'sila).



*Artemisia herba alba*

*Artemisia campestris*

**Figure VI-1:** Les graines d'Armoise rouge et blanche récoltées après décortication

**Tableau VI-1:** Les données géographiques des sites échantillonnés.

Régions	Altitude	Cordonnées géographiques
Maaza	645m	N : 35° 39' 19.8'' E : 004° 06' 52.8''
Ben Srour	624m	N : 34° 55' 54.9'' E : 004° 43' 10.1''

### VI -2-2 Analyse du sol des sites échantillonnés

L'analyse physicochimique du sol des deux sites échantillonnés est présentée dans le tableau ci-dessous VI-2 qui donne les résultats suivant:

- **Région de Maaza:**

Se site représente un sol de texture Argileux sableuse, peu salée (653  $\mu\text{s}/\text{cm}$ ) et faiblement dé saturée (7.66) et pauvre en matière organique (1.07), cette dernière caractériser par des Horizon très fortement calcaire (50.36).

- **Région de Ben Srour:**

Se site représente un sol de texture Sableux limoneux, non salée (385  $\mu\text{s}/\text{cm}$ ), faiblement dé saturée (7.90), riche en matière organique (4.7), cette dernière caractériser par des horizons modérément calcaire (6.46).

Tableau VI-2: Caractéristique des substrats des sites échantillonnés

		MAAZA	Interpretation	Ben Srou	Interpretation
pH	pH <sub>eau</sub>	7,8	Alcalinité	8,16	Forte alcalinité
	pH <sub>kcl</sub>	7,66	Faiblement de saturé	7,90	Faiblement de saturé
CE (µs /cm)		653	Peu salé	385	Non salé
MO (%)		1,07	Pauvre	4,7	Riche
Calcaire totale (%)		50,36	Horizon très fortement calcaire	6,46	Horizon modérément calcaire
Granulométrie (%)	Argile	43,77	Texture du sol : Argile sableuse	2.5	Texture du sol : Sable limoneux
	Limon fin	10,29		0.43	
	Limon grossier	3,54		39.88	
	Sable fin	12,86		35.45	
	Sable grossier	29,54		21.74	

### VI-3-Conduite de l'essai

Notre essai comporte deux études

- **La première étude: Etude du comportement germinatif des deux espèces sous le stress salin**

Au laboratoire nous avons procédé à un essai de germination sous salinité.

Un essai de germination a été effectué sous différentes concentrations de chlorure de sodium (NaCl: 0; 0.5 ; 01 ; 1.5 ; 02 ; 2.5 g) pour les deux espèces d'Artemisia (*Artemisia herba alba*, *Artemisia campestris*) où chaque concentration est répéter 4 fois. Les graines sont mises dans des boîtes pétries dont chacune contient 25 graines.

Les étapes de cette essai se fait comme suite :

**❖ Désinfection des graines, elle passe par trois étapes:**

1. **Prétraitement** : par alcool 70 % ou éthanol 7% pendant quelque minute (10à 20min) avec
2. **Rinçage** : 3fois par l'eau distillée.
3. **Traitement** : par l'hypochlorite de sodium à 8% pendant quelques minutes (20à30 min) et puis un rinçage abondant par l'eau distillée.

**❖ Préparation des solutions salines**

Les traitements sont été préparés de la manière suivante :

**T<sub>0</sub>** : 1 litre d'eau distillée.

**T<sub>1</sub>** : 1 litre d'eau distillée + 0.5(g) de NaCl.

**T<sub>2</sub>** : 1 litre d'eau distillée + 01(g) de NaCl.

**T<sub>3</sub>** : 1 litre d'eau distillée + 01.5(g) de NaCl.

**T<sub>4</sub>** : 1 litre d'eau distillée + 02(g) de NaCl.

**T<sub>5</sub>** : 1 litre d'eau distillée + 02.5(g) de NaCl.

Les graines sont mises à germées dans des boites pétri stérile contenant du coton recouvert du papier filtre .Chaque boite de pétri renferme 25 graines.

Les graines ont été imbibées avec quelques gouttes d'eau distillée pour les témoins et par les différentes concentrations salines pour les autres traitements. Enfin, les boites de pétrie sont placées dans un incubateur à 19°C pour une durée de15 jours.



**Figure VI-2:** Conduite de l'essai de germination

- **La deuxième étude: analyser le comportement morphologique, physiologique et biochimique sous l'effet de la salinité**

#### a. Essai in vitro

Cet essai a été réalisé dans des conditions bien contrôlées de laboratoire pour analyser d'une manière précise le comportement des deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris* sous l'effet de la salinité du milieu, trois étapes ont été suivies :

- préparation du milieu de culture Murashiget Skoog ;
- la mise en culture des graines des deux espèces étudiées après désinfection des graines
- la conduite de l'essai dans une chambre de culture

#### ❖ Préparation milieu de culture MS

Le milieu de culture utilisé dans cette expérience est celui de Murashig et Skoog qui se caractérise une concentration élevée en éléments minéraux, le fer est ajouté sous de forme de fer-EDTA. la composition du milieu est présente dans les tableaux VI-3et VI-4:

A ces milieux de cultures nous avons additionné les différentes concentrations de NaCl (0.5, 01, 01.5, 02, 02.5g/l) ; la solidification du milieu de culture est effectuée par l'adition de l'agar-agar à raison de 8g/l.

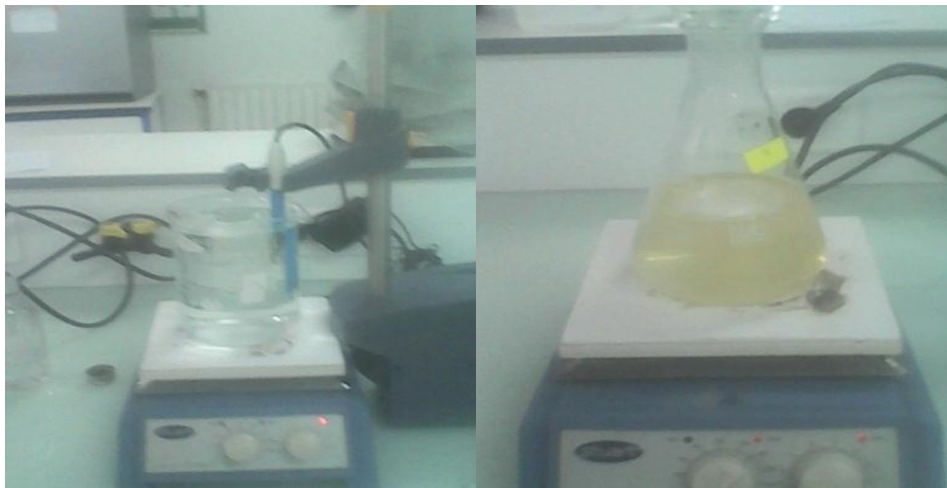
Les milieux de cultures sont préalablement stérilisés à l'autoclave en phase vapeur à 120<sup>0</sup>C pendant 20 minutes.

Tableau VI-3 : Macro et Micro-élément de milieux Murashig et Skoog

Sel mineral	Concentration en mg/l
<b>Macroélément de Murashig et Skoog</b>	
NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	1650
KNO <sub>3</sub>	1900
CaCl <sub>2</sub> 2H <sub>2</sub> O	440
MgSO <sub>4</sub> 7H <sub>2</sub> O	370
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	170
<b>Micro-élément de Murashig et Skoog</b>	
H <sub>3</sub> BO <sub>4</sub>	6.2
MnSO <sub>4</sub> H <sub>2</sub> O	16.9
ZnSO <sub>4</sub> 7H <sub>2</sub> O	8.6
KI	0.83
Na <sub>2</sub> MO <sub>4</sub> 2H <sub>2</sub> O	0.25
CuSO <sub>4</sub> 5H <sub>2</sub> O	0.025
CaCl <sub>2</sub> 6H <sub>2</sub> O	0.025

Tableau VI-4 : Composition de la solution du Fer-EDTA

Sels minéraux	Concentration en mg/l
Na <sub>2</sub> EDTA	3730
FeSO <sub>4</sub> 7H <sub>2</sub> O	2780

**Figure VI-3:** Préparation de milieu de culture MS**❖ La mise en culture des graines**

Après extraction des gaines de leurs enveloppes, un tri des grosses graines à été effectué, les graines ont été désinfectées par un trempage dans l'hypochlorite de sodium ou de calcium à 8 %, puis dans l'alcool à 70 % suivie d'un rinçage à l'eau distillée,

Les graines sont repiquées dans des flacons en verre, contenant le milieu de culture et la dose de chlorure de sodium qui correspond à chaque traitement.

**Figure VI-4:** La mise en culture des graines sous l'hotte

**❖ La mise en place en chambre de culture**

Les flacons en verre sont placés dans la chambre de culture à une température de 25°C, avec une photopériode de 16 heures de lumière de 25000 lux et 8 heures d'obscurité.



**Figure VI-5:**La mise en place en chambre de culture

**VI-4-Les paramètres étudiés****VI-4-1-Les paramètres de germination****○ Taux de germination finale**

Il exprimé par le rapport nombre de graines germées sur nombre totale de graines (Hajlaoui et al, 2007).

$$\mathbf{G \% = (NGG / NTG) 100}$$

**G %:** pourcentage de la germination finale des graines

**NGG:** nombre de graines germées

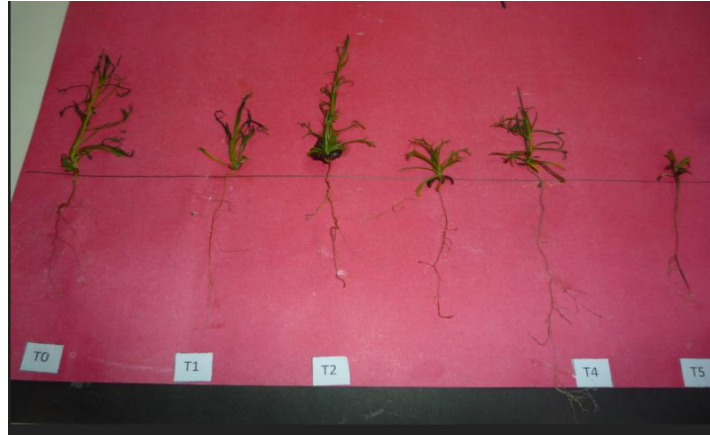
**NTG:** nombre totale de graines

**VI-4-2-Les paramètres morphologique****○ Longueur de la partie aérienne**

Correspond à la longueur maximale de la partie aérienne (tige) mesuré après 2 mois de traitement avec une règle graduée en centimètre (cm).

- **Langueur de la partie racinaire**

Correspond à la longueur maximale des racines mesurées après 2 mois de traitement avec une règle graduée en centimètre (cm).



**Figure VI-6:** La séparation des deux parties (feuille et racine) pour faire la mesure de la langueur

- **Le poids frais total**

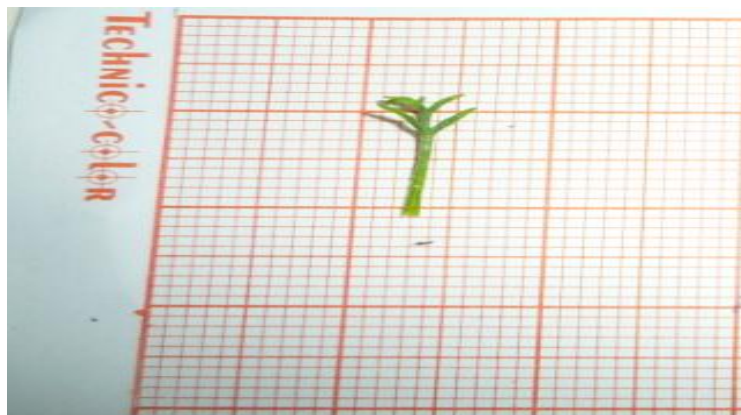
Elle effectue sur matérielle végétative frais par pesée à l'aide d'une balance de précision (g).

- **Teneur en matière sèche (poids sec total).**

Après séchage de matérielle végétale (plante) dans une étuve à 80° C pendant 4h, la mesure de pois sec se fait par une balance de précision (g).

- **Surface foliaire (SF)**

Elle exprime la surface des feuilles qui mesuré à laide d'une papille millimétré en centimètre carrée (cm<sup>2</sup>).



**Figure VI-7:** La détermination de la surface foliaire sur un papier millimétré.

### VI-4-3-Les paramètres physiologique

#### ○ la perméabilité membranaire

Cinque disques sont prélevés dans une feuille grâce à un emporte-pièce et sont rincés dans une boîte de pétri contenant de l'eau distillée. Les disques sont ensuite placés dans un tube contenant 10 ml d'eau distillée. La conductivité de la solution est alors mesurée ( $C_1$ ) pour une première fois avec un conductimètre préalablement étalonné. L'échantillon est mis ensuite au bain marie bouillant pendant 20 min puis refroidi à la température ambiante. La conductivité est mesurée une seconde fois ( $C_2$ ).

Le pourcentage de fuite d'électrolyte est calculé suivant la formule (Bin yanet al, 1996, Quijiedaletal 1997).

$$PM (\%) = C_1 \cdot 100 / C_2$$



**Figure VI-8** : Mesure la perméabilité membranaire des feuilles par la conductimètre

#### ○ La teneur en chlorophylle

La teneur en chlorophylle a été déterminée par la méthode de Mackiney (1941). Il s'agit de broyer 100mg de matière fraîche en présence d'acétone 80% après filtration on mesure la densité optique aux valeurs d'absorption spécifiques 663nm et 645nm.

Les quantités en mg/100mg de matière fraîche des chlorophylles **a** et **b** sont déterminés par les formules suivantes :

$$Ch\ a = 12DO_{663} - 2.67DO_{645}$$

$$Ch\ b = 22.5DO_{645} - 4.68DO_{663}$$

$$Ch\ T = Ch\ a + Ch\ b$$



**FigureVI-9:** Broyage et filtration des extraits des feuilles d'Artemisia pour la dosages de chlorophylle.

○ **La teneur relative en eau (TRE/ RWC)**

La teneur relative en eau est déterminée par des feuilles sous la formule suivant :

$$\mathbf{Rwc = (PF-PS / PT-PS) 100}$$

**Rwc:** La teneur relative en eau

**PF:** le poids frais des feuilles

**PT:** poids turgescence (le poids de feuille après leur mise dans l'eau distillée pendant 4à6 heures)

**PS:** le poids sec (peser après séchages des feuilles dans l'étuve à 75°C pendant 4 heures.

○ **La teneur en Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>**

Après séchage du matériel végétal (racines et feuilles) dans l'étuve à 70°C pendant 2 jours, l'extrait végétal à été prépare à partir de (100mg) matériel végétal séché avec 10ml d'acide nitrique 0.5mM le filtre de l'extrait dosé par spectrophotométrie de flamme. Pour la détermination des éléments minéraux (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>) à l'aide d'une comparaison à une solution étalon traitée dans les mêmes conditions.



**Figure VI-10:** Centrifugation des extraits à 3000rpm pour dosages des ions

#### VI-4-4-les paramètres biochimiques

##### ○ Dosage de la proline

La proline est dosé par la méthode de Troll et Lindsley(1954), simplifiée et mise au point par Drier et Goring(1974). Cette méthode basée sur la quantification de la réaction proline-ninhydrine par mesure spectrophotométrique, la proline forme avec le ninhydrine un complexe coloré. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de proline dans l'échantillon.



**Figure VI-11:** Dosage de proline des feuilles et racines des plantes

- **Dosage des sucres totaux**

Les sucres solubles sont dosés par la méthode de Dreywood(1946) et modifiée par Shiends et Burnett(1960) ; le principe de la réaction est basé sur la coloration des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique, se colorant en bleu-vert avec l'anthrone.



**Figure VI- 12:** Les extraits des feuilles et racines pour le dosage des sucres totaux

### **VI-5– dispositif expérimentale**

Le dispositif expérimental adopté dans notre étude est un dispositif en randomisation totale à deux facteurs étudiés (salinité et espèces), avec 12 traitements de base, le nombre de répétition est de 6 pour chaque traitement. L'essai comporte 72 unités expérimentales

**Tableau VI-5:** Dispositif expérimentale en randomisation total de l'essai de l'étude de deux espèces d'Artemisia (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestrice*).

<b>Essai in vitro</b>	
Facteur étudié	2 facteurs ( espèce et salinité )
Niveaux	<u>Espèces</u> (2niveaux: AH et AC)  <u>Salinité</u> (6niveaux : 0 ; 17,09 ; 34,19 ; 51,28 ;68,38 ; 85,47mM de NaCl)
Unités de base	$6 \times 2 = 12$
Répétition	6
Nombre total d'unité expérimentale	$12 \times 6 = 72$

### VI-6-Analyse statistiques

Les résultats obtenus ont été analysés par une analyse de variance à deux critères de classifications à l'aide du logiciel STATBOX afin de déterminer si l'effet des facteurs étudiés sur le paramètre réalisé est significatif ou non avec certains risque d'erreurs choisi et qui est de 5 %. Le test de Newman et Keuls a été utilisé pour la comparaison des moyennes.

T4	T5	T2	T0	T0	T0	T4	T0	T2	T5	T5	T3
AC	AC	AC	AH	AH	AC	AH	AH	AH	AH	AH	AH
r2	r5	r3	r2	r3	r3	r2	r5	r4	r5	r1	r4
T1	T1	T0	T1	T4	T1	T5	T1	T3	T5	T5	T4
AC	AH	AH	AC	AH	AH	AC	AH	AC	AH	AC	AH
r4	r5	r6	r2	r1	r3	r6	r2	r3	r4	r2	r4
T2	T0	T0	T5	T3	T4	T4	T1	T3	T4	T2	T2
AH	AH	AC	AC	AH	AC	AH	AC	AH	AC	AH	AC
r5	r4	r5	r3	r3	r1	r6	r1	r5	r3	r1	r5
T1	T5	T2	T2	T1	T2	T5	T0	T4	T2	T5	T3
AC	AH	AC	AH	AC	AH	AH	AC	AC	AC	AC	AC
r6	r6	r2	r6	r5	r3	r3	r6	r5	r4	r4	r6
T3	T4	T3	T4	T2	T3	T2	T0	T1	T3	T3	T3
AH	AH	AC	AH	AC	AH	AC	AC	AH	AC	AH	AC
r2	r3	r1	r5	r6	r6	r1	r1	r1	r2	r1	r5
T1	T0	T1	T2	T3	T4	T5	T4	T0	T0	T5	T1
AH	AH	AC	AH	AC	AC	AH	AC	AC	AC	AC	AH
r4	r1	r3	r2	r4	r6	r2	r4	r4	r2	r1	r6

Figure VI- 13: Le dispositif expérimental en randomisation total à deux facteurs adopté

# **Chapitre VII :**

## **Résultats et discussion**

## VII-1-Paramètre de germination

### VII-1-1-Effet de la salinité sur le taux de germination final

Les résultats concernant le taux de germination final sous la contrainte saline sont représentés dans les tableaux VII-1, VII-2 et VII-3 et sont illustrées par l'histogramme figure VII-1.

L'analyse de la variance a révélé l'existence d'une différence très hautement significative des moyennes de différents traitements pour les effets simples (salinité et espèce). Cependant, un effet non significatif a été montré pour l'interaction entre le facteur salinité et le facteur espèce.

Tableau VII-1 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du taux de germination final (effet traitement salin).

Traitement	Taux de germination final (%)					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85mM
	81.5 ± 7,81	84,0 ± 9,07	74,5 ± 8,38	68,5 ± 15.28	60,5 ± 15,62	53,0 ± 11,21
	A	A	AB	ABC	BC	C
p=0.000						

#### a- Effet traitement salin :

La salinité a fortement influencé le taux de germination final, d'une manière générale les graines non contraintes ont affichées des taux de germination plus élevées, tandis les semences sévèrement stressées ont exprimées les plus faibles taux. il faut souligner l'effet stimulant de la germination induite par la concentration 17Mm.

Tableau VII-2 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du taux de germination final (effet espèce)

Espèce	Taux de germination final (%)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	56.33 ± 14,45 B	84,33 ± 6,80 A
P=0.000		

**b- Effet espèce :**

Les deux espèces expriment des taux de germination très hautement différente, selon le test de Newman et Keuls, l'*Artemisia campestris* manifeste des taux de germination plus élevés que ceux affichés par l'*Artemisia herba alba*, avec des taux de 84.33% et 56.33 % chez l'armoise rouge et l'armoise blanche respectivement.

Tableau VII-3 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du taux de germination final (effet interaction traitement salin×espèce)

espèce×salinité	Taux de germination final (%)					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85mM
AH	67 ± 10,52	76 ± 9,79	52 ± 12.64	54 ± 23.66	53 ± 22.24	36 ± 13.46
AC	96 ± 5,56	92 ± 9.79	97± 2	83 ± 6,00	68 ± 8,64	70 ± 10.58
p=0.1927						

**c- Effet interaction traitement salin × espèce**

L'analyse de la variance indique que les différences entre les différents traitements de l'interaction salinité× espèce est non significative.

Il est important de souligner que malgré l'absence d'une différence significative, l'*Artemisia campestris* exprime des taux de germination meilleurs par rapport aux taux exprimés chez l'*Artemisia herba alba*.

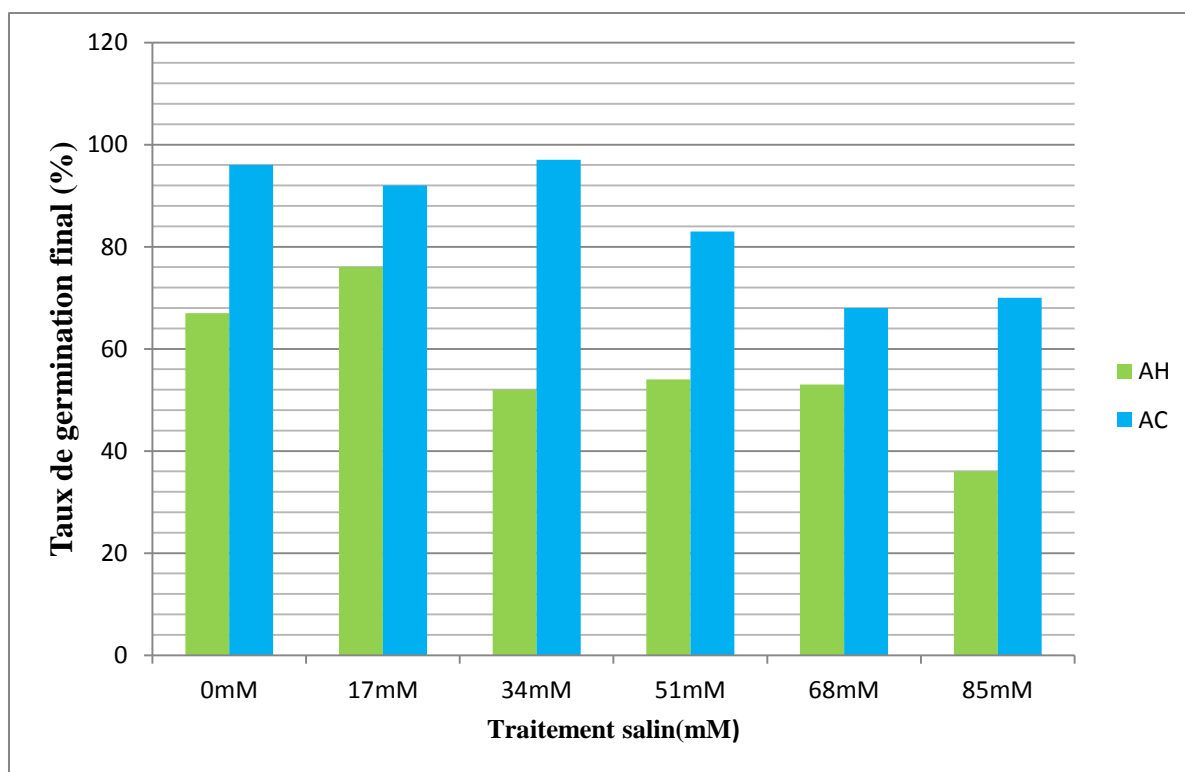


Figure VII-1 : Effet de la salinité sur le taux de germination final des deux espèces

*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*



*Artemisia campestris*



*Artemisia herba alba*

FIGURE VII-2 : germination des graines d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris* sous l'effet de la salinité.

## ❖ Discussion :

Certaines études ont montré que l'augmentation de la concentration des sels retarde la germination (Askri et al., 2007), et réduit le pourcentage final de germination (Othman et al., 2006 ; Askri et al., 2007 ; Bouda et Haddioui, 2011 ; Yousofinia et al., 2012 ; Mrani Alaoui et al., 2013 ; El Goumi, 2014 ; Ndiaye et al., 2014). Cette diminution est due selon Othman et al. (2006), à la réduction de l'utilisation des réserves des grains. Norlyn(1980), in Zid et Grignon (1991) ; Shannon et al. (1993), considèrent qu'il n'y a pas de corrélation entre le rendement au stade adulte

et la résistance au stress salin en phase de germination. Cependant, Khan et Rizvi (1994), signalent que la germination est un facteur déterminant pour la réussite de la croissance des plantes en milieux salés.

Des études ont également indiqué que les graines des glycophytes et des halophytes répondent de la même manière au stress salin, en réduisant le nombre total des graines germées et en accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination (Khan et Gulzar, 2003 ; Rubio-Casal et al., 2003 ; Jamil et al., 2006 ; Yildirim et Guvenc, 2006 ; Jaleel, 2007a ; Tliget al., 2008 ; Wei et al., 2008) ;

Les données de la littérature ont rapporté que la salinité affecte la germination des graines en réduisant la facilité d'absorption d'eau (Chartzoulakis et Klapaki, 2000) durant l'imbibition (Murillo-amadoret Troyo-dieguez, 2000 ; Ashraf et al., 2003), à cause de la diminution du potentiel hydrique du milieu (Tlig et al., 2008). Par conséquent l'hydrolyse des réserves alimentaires stockées dans les tissus et leurs translocations vers l'axe de l'embryon sont limitées (Misra et Dwivedi, 2004). De plus, Yildirim et GUVENC (2006) soulignent que la salinité affecte la germination, en facilitant l'absorption des ions toxiques, qui peuvent causer des changements des activités enzymatiques ou hormonales des semences.

Récemment, l'effet dépressif de la salinité sur la germination a également été attribué au stress oxydatif induit par le stress salin (Amor et al., 2005 ; Demiral et Turkan, 2005 ; Liu et al., 2007 ; Wahid et al., 2007 ; Yazici et al., 2007). Dans ce cas, les systèmes de protection antioxydants présents dans les graines deviennent inefficaces, ce qui conduit à l'inhibition de la germination (Khan et al., 2006). Ces derniers auteurs proposent un traitement antioxydant avec l'acide ascorbique, pour améliorer la tolérance au stress salin au stade de germination chez quelques halophytes.

## VII-2-Paramètre morphologique

### VII-2-1-Effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne

D'après l'analyse de la variance, les moyennes des différents traitements sont significativement très différentes pour les effets simples à savoir salinité et espèce (probabilité 0.0000). Ainsi que pour l'interaction entre ces deux facteurs

Tableau VII-4 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des tiges (cm) (effet traitement salin)

Traitement	longueur des tiges (cm)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	3.858 ± 0.884	3.467 ± 0.615	2.242± 1.202	1.75± 0.633	1.725± 0.842	1.083± 0.486
	A	A	B	BC	BC	C
p=0.00						

#### a-Effet salinité

La salinité à induit une différence très hautement significative sur la longueur des tiges, la croissance caulinaire diminue avec l'intensité du stress. Ces résultats sont confirmés par le test de précision de Newman et Keuls avec 4 groupes homogènes. La salinité n'affecte la longueur des tiges qu'à partir de la concentration 34mM, on trouve les deux premiers niveaux de stress 0 et 17mM dans le même groupe homogène : A pour une longueur qui varie entre 3.85 et 3.46 cm, suivi par la concentration 34m dans le groupe B, le groupe intermédiaire BC est représenté par les deux concentrations salines 51 et 68mM, dans la dernière position on trouve la contrainte la plus sévère à savoir 85mM pour une grandeur de 1.08cm.

Tableau VII-5 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des tiges (effet espèce).

Espèce	longueur des tiges (cm)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	1.764± 0.617	2.944± 0.928
	B	A
	P =0.00	

**b-Effet Espèce**

*l'Artemisia campestris* affiche des tiges plus élevée que celle exprimée par *l'Artemisia herba alba*, ces résultats trouvent leur confirmation par le test Newman et Keuls , en affectant *l'armoise rouge* dans le groupe A avec une longueur de 2.94cm et dans le groupe B *l'armoise blanche* pour une longueur plus faible de 1.76cm.

Tableau VII-6 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des tiges

(Effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité ×espèce	Longueur des tiges (cm)					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85Mm
AH	2.217±	2.667±	1.367±	1.533±	1.417±	1.383±
	0.958	0.75	0.497	0.418	0.615	0.618
	CDE	CD	DE	DE	DE	DE
AC	5.5±	4.267±	3.117±	1.967 ±	2.033±	0.783±
	0.894	0.52	1.713	0.841	1.088	0.371
	A	B	C	CDE	CDE	E
p=0.00002						

**c-Effet Interaction : salinité × espèce**

Les résultats de l'analyse de variance révèlent une différence très hautement significative de l'effet combiné des deux facteurs (salinité x espèces) sur la longueur des tiges sous la contrainte de la salinité chez les deux espèces. Dans l'ensemble plus le stress est important plus la croissance des tiges diminue ceci pour les deux espèces testées.

L'application des premiers niveaux de salinité (0, 17 et 34mM) induit chez les deux espèces une diminution de la croissance caulinaire, puis cette diminution se stabilise à partir du traitement 51mM pour atteindre les plus faibles longueurs au niveau du traitement 68mM. Il faut souligner en absence de stress, l'*Artemisia campestris* manifeste une croissance caulinaire plus importante par rapport à l'*Artemisia herba alba*.

Malgré que l'*Artemisia campestris* affiche des valeurs supérieures à celles affichées par *Artemisia herba alba*, en termes de diminution c'est l'armoise rouge qui est la plus affectée avec un taux de diminution de 85% contre un taux de 37 % pour l'armoise blanche.

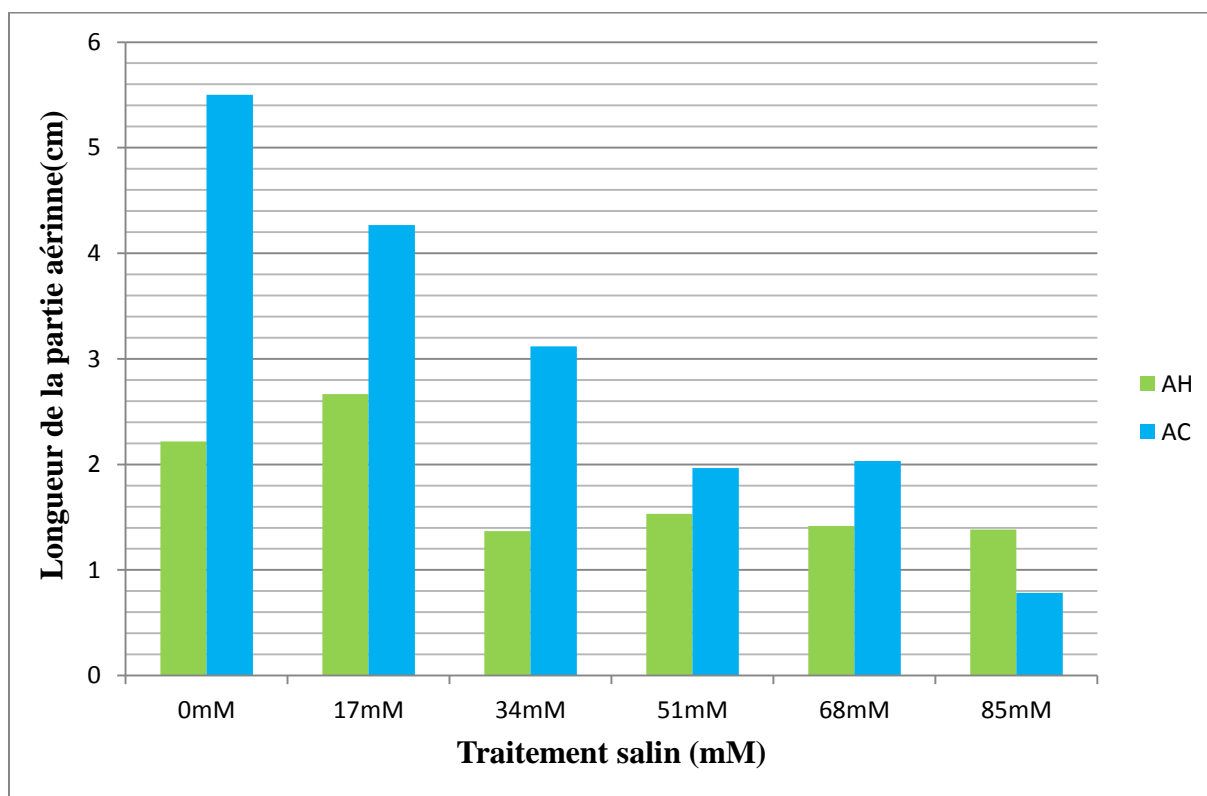


Figure VII-3 : Effet de la salinité sur la longueur de la partie aérienne des deux espèces

*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

## ❖ Discussion

Nos résultats montrent que, la croissance de la partie aérienne est influencée négativement par l'intensité de stress salin

la salinité affecte tous les processus physiologiques de la plante, son effet se traduit notamment par une réduction de la croissance en hauteur et que l'augmentation de la durée du stress s'accompagne d'une diminution significative de la hauteur de la partie aérienne (Saidi et al., 2014). L'effet dépressif du stress salin sur la hauteur de la partie aérienne est signalé par plusieurs auteurs chez différentes espèces (Lazali et al., 2013) . Cette réduction est d'autant plus importante que la contrainte saline est plus sévère (Laribi et al., 2016).

La plante peut éviter les dommages par la réduction de sa croissance (Yeo, 1983). C'est l'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes. La réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique. 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 augmente jusqu'à un seuil où les dommages seront irréversibles.

La croissance est inversement corrélée à la résistance au stress salin d'une espèce ou d'une variété (Zhu, 2002). Par ailleurs, la diminution de la croissance des parties aériennes peut aussi être expliquée par des perturbations des taux des régulateurs de croissance dans les tissus, particulièrement l'acide abscissique et les cytokinines induites par le sel (Garre J.P et Peulon v, 1989).

Dans tous les cas, cette réduction de la croissance des différentes parties aériennes est considérée comme une stratégie adaptative nécessaire à la survie des plantes exposées à la salinité (Genoux, 2000), Ceci permet à la plante d'emmagasiner de l'énergie nécessaire pour faire face au stress afin de réduire les dommages irréversibles occasionnés, quand le seuil de la concentration létale est atteint.



Figure VII-4: la longueur des tiges et des racines dans les deux plantes  
Sous la contrainte de la salinité.

### VII-2-2-Effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine

Les tableaux VII-7, VII-8, VII-9 rassemblent les différents résultats de l'analyse de la variance pour la variable de l'évolution de la partie racinaire sous l'effet de la salinité, et illustrés par l'histogramme de la figure VII-5.

Tableau VII-7 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des racines (cm) (effet traitement salin)

Traitement	longueur des racines (cm)					
	0mM	17Mm	34mM	51mM	68mM	85mM
	5.4 ± 1.837	5.008± 1.015	4.625± 0.625	4.008± 1.2	3.858± 1.696	2.75± 1.363
	A	A	A	AB	AB	B
p=0.00042						

**a-Effet salinité**

L'effet de la salinité sur la croissance racinaire est très hautement significatif entre les différents traitements. Un effet dépressif a été montré par l'analyse de la variance, plus le milieu se charge en sel plus les racines diminuent en longueur.

Durant les premiers niveaux de stress la longueur racinaire reste statistiquement inchangée (entre 5.4 et 4.62 cm), c'est le niveau 51mM en NaCl qui induit une diminution notable pour atteindre les plus faibles longueurs au niveau du traitement 85Mm avec une valeur de 2.75cm

Le test de Newman et Keuls fait ressortir 3 groupes homogènes, deux groupes distincts (A et B) et un groupe intermédiaire (AB).

Tableau VII-8: Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des racines (effet espèce).

Espèce	longueur des racines (cm)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	3.55± 1.38	5± 1.243
	B	A
P =0.00009		

**b-Effet Espèce**

Pour la longueur des racines, l'armoise rouge montre des racines plus profondes à celles de l'armoise blanche, le test de Newman et Keuls classe l'*Artemisia campestris* dans le groupe A pour une valeur de 5cm, alors que dans le groupe B se trouve l'*Artemisia herba alba* pour une grandeur de 3.55cm.

Tableau VII-9 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la longueur des racines (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité × espèce	longueur des racines (cm)					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85Mm
AH	4.8±	3.783±	4.2±	2.5±	3.4±	2.617±
	2.638	1.009	0.576	0.707	1.93	0.891
AC	6±	6.233±	5.05±	5.517 ±	4.317±	2.883±
	0.684	1.118	0.726	1.633	1.614	1.815
p=0.15749						

### **c-Effet interaction : salinité × espèce**

Une différence non significative à été révélée par l'analyse de la variance entre les différents traitements pour l'effet interaction. Malgré l'absence de différence entre les modalités de l'interaction, il faut souligner que pour le même niveau de stress l'*Artemisia campestris* possède des racines plus profondes que celles de l'*Artemisia haba alba*

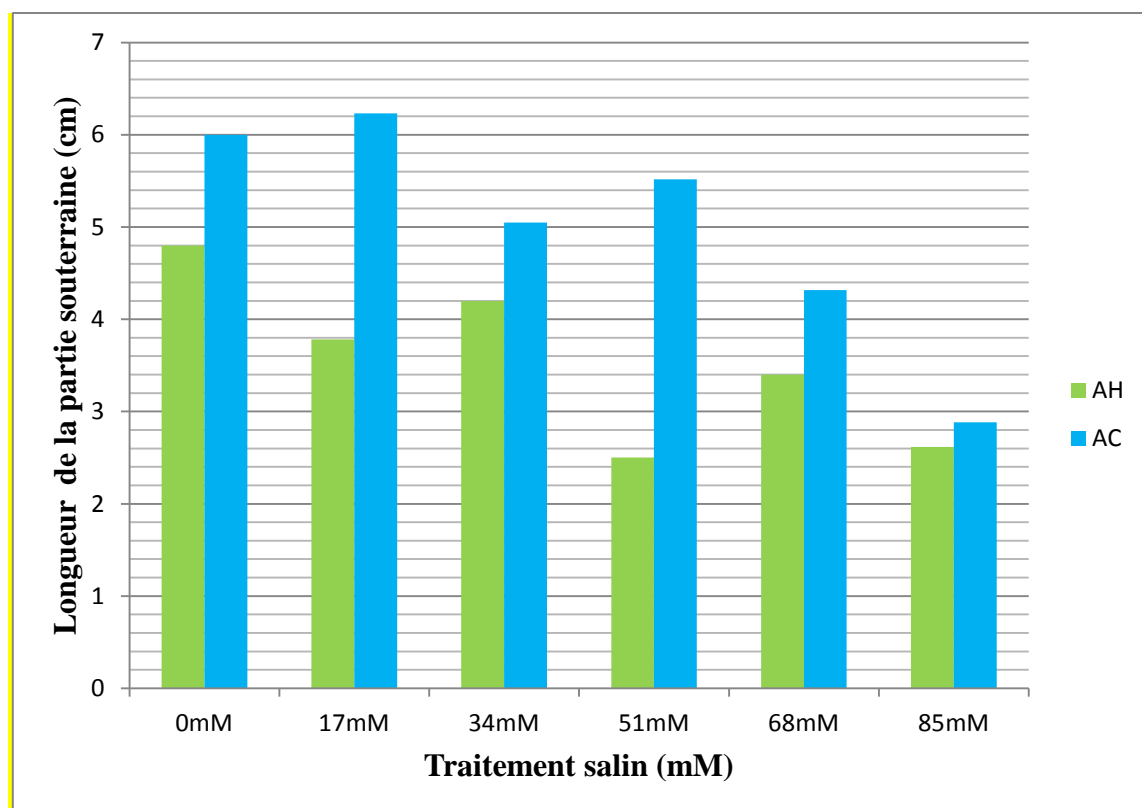


Figure VII-5 : Effet de la salinité sur la longueur de la partie souterraine des deux espèces (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*)

#### ❖ Discussion

Le taux d'enracinement, le nombre moyen et la longueur moyenne des racines diminuent progressivement avec l'augmentation de la concentration en NaCl de l'eau d'irrigation (Doudech et al., 2008 ; Haouala et Salhi, 2011).

D'une façon générale, la croissance en longueur diminue avec l'augmentation de l'intensité du stress conformément à ce que plusieurs auteurs ont remarqué chez le petit pois, les céréales, la fève, et la luzerne. D'autre part, la salinité entraîne une réduction des poils absorbants (Benidire et al, 2014). Wang et al, 2002 ont démontré que la longueur et la densité des poils absorbants diminuent significativement en fonction de la dose du sel chez *Arabidopsis thaliana*.

Hameed et al, (2008) ont conclu qu'une surface importante du métaxylème joue un rôle dans la conduction de l'eau et les nutriments, particulièrement sous des conditions salines. En

outre, les résultats obtenus révèlent une diminution dans le parenchyme cortical et médullaire en présence de NaCl chez le blé (Benidire et al, 2014).

Les coupes anatomiques des plantes cultivées *in vitro* pendant 10 jours en présence de différents niveaux de salinité, montrent qu'il y a modification et perturbation au niveau du développement histologique des racines des plantules. En effet, l'étude portée sur d'autres plantes telles que les plantules de *Glycine max* a montré que l'épaisseur des vaisseaux du xylème diminue avec la salinité, cela peut être dû en partie à la répression du développement du métaxylème (Benidire et al, 2014).

Munns (1993), les racines répondent différemment par rapport aux feuilles en étant beaucoup moins sensible à la salinité. La raison de cette différence de réponse des parties de la plante à la salinité n'est pas claire, Les plantes peuvent être réparties comme étant tolérantes ou sensibles au sel par leur production de matière sèche ou rendement en graine après une période longue dans un sol salin ou en solution.

En effet, les plantes soumises au stress salin, dépensent plus d'énergie photosynthétique pour maintenir un statut hydrique élevé et pour la production de racines en vue de la recherche d'eau et/ou la réduction de la perte d'eau (Kafkai,1991).

Le développement de la partie racinaire au dépend de la partie aérienne est considéré par plusieurs auteurs comme un critère de résistance à la salinité; l'augmentation du rapport racine / tige est la réponse typique des glycophytes à la salinité(Greenway et Munns,1980).D'après les résultats on voit clairement que la croissance des espèces étudiées est perturbée par le stress Salin. la résistance du système racinaire chez trèfle au stress salin peut être due à une diminution de l'allocation du carbone pour la croissance foliaire au profit de la croissance racinaire (Benkhalel et al., 2003)

### VII-2-3-Effet de la salinité sur le poids frais total des plantes

Tous les résultats des moyennes de poids frais total sous stress salin sont groupés dans les tableaux VII-10, VII-11, VII-12 et sont illustrées par l'histogramme figure VII-6

L'analyse de la variance a révélé l'existence d'une différence très hautement significative des moyennes de différents traitements tant pour les effets simples (salinité et espèce) que pour l'interaction.

Tableau VII-10 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du poids frais total (effet traitement salin).

Traitement	Poids frais total (g)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
± 0.246	±0.13	±0.084	±0.07	±0.051	±0.02	
	0.04	0.023	0.034	0.023	0.03	0.007
	A	B	C	CD	D	E
p=0.00						

#### a-Effet salinité

Les résultats de l'analyse de la variance montrent une différence très hautement significative entre les différents traitements sur le poids frais total des vitroplants.

La salinité influence de manière nocive le poids frais total, plus le milieu est riche en sel plus le poids frais diminue. Les plus forts poids sont enregistrés chez le témoin pour une valeur de 0.246g alors que les plus faibles sont exprimés chez les plantes les plus stressantes avec un poids total de 0.02g.

Tableau VII-11: Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids frais total (effet espèce).

Espèce	Poids frais total (g)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	±0.125	±0.075
	0.029	0.025
	A	B
	P = 0.00	

**b-Effet espèce**

La différence est très hautement significative entre les deux espèces ; le poids frais total de l'*Artemisia herba alba* est plus élevé à celui exprimé par l'*Artemisia campestris* avec un taux d'augmentation estimé à 40%.

Tableau VII-12: Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids frais total (g) (effet interaction traitement salin×espèce).

salinité×espèce	Poids frais total (g)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
AH	± 0.343	±0.197	±0.067	±0.68	±0.065	±0.011
	0.052	0.029	0.018	0.025	0.039	0.003
	A	B	DE	DE	DE	F
AC	± 0.15	±0.063	±0.102	±0.072	±0.037	± 0.03
	0.029	0.019	0.047	0.023	0.021	0.011
	C	DE	D	DE	EF	EF
		p=0.00				

**c-Effet Interaction : salinité × espèce**

L'influence de l'effet combiné de deux facteurs salinité et espèce sur le poids frais total est montrée par l'analyse de variance avec une différence très hautement significative.

En absence de la salinité, l'armoise blanche affiche un poids frais (0.34g) nettement supérieur à celui de l'armoise rouge, mais l'application de la première contrainte saline (17mM) induit chez les deux espèces une diminution des poids frais, néanmoins cette diminution est plus remarquable chez l'armoise rouge avec une diminution estimée à 60% par rapport au témoin (de 0.34g à 0.19g) contre une diminution de 40% chez l'armoise blanche.

Cette diminution du poids frais suit l'intensité de stress pour atteindre les plus faibles poids chez le traitement le plus sévère pour des valeurs 0.01 et 0.03g chez l'*Artemisia herba alba* et l'*Artemisia campestris* respectivement.

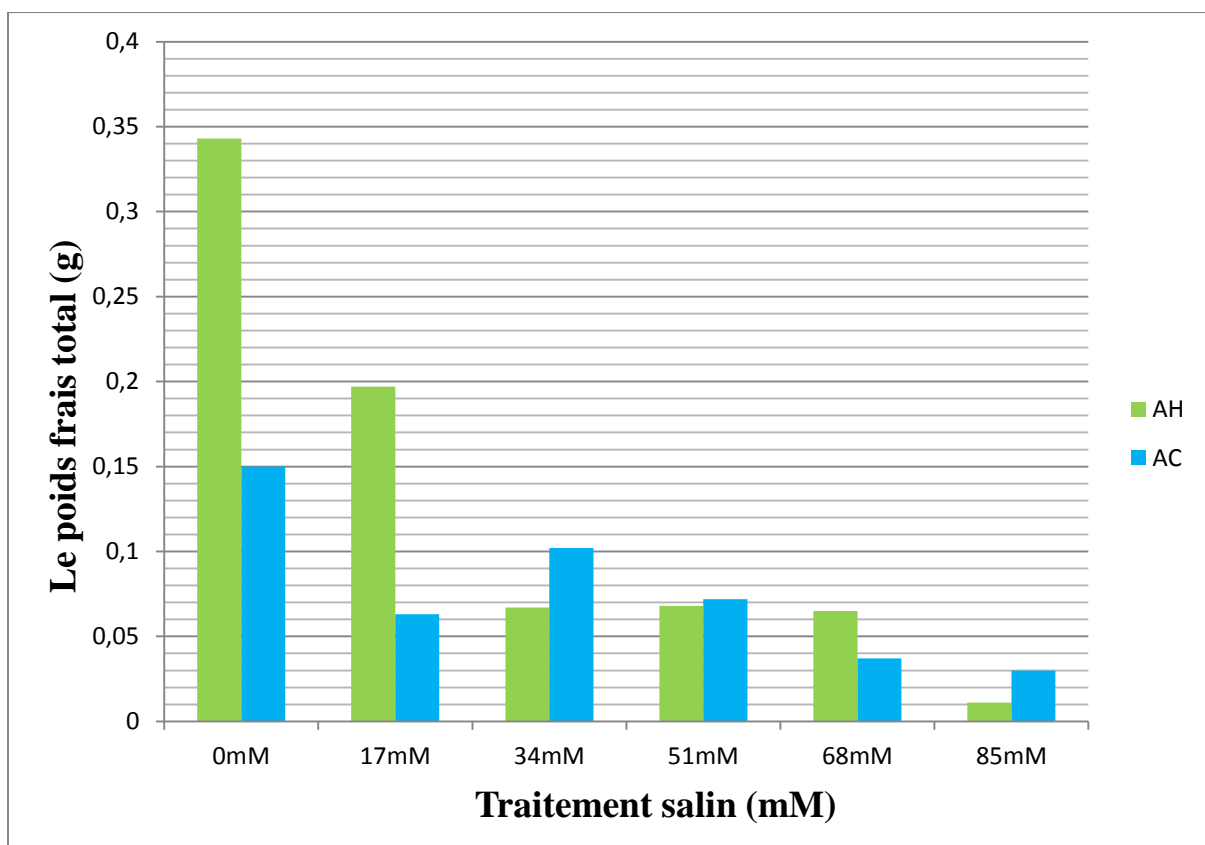


Figure VII-6 : Effet de la salinité sur le poids frais des deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

## ❖ Discussion

Les résultats obtenus sur la variation du poids frais total des vitro-plantes sous l'effet de différentes doses de NaCl montrent qu'une diminution du poids frais total chez les deux espèces analysées. La richesse du milieu de culture en NaCl provoque une réduction importante de poids frais. Des résultats similaires ont été obtenus par Çiçek et al., (2002) montrant que l'effet du stress salin sur deux cultivars de maïs se manifeste par une nette diminution du poids total frais et sec, de la longueur de la tige et de la surface foliaire.

La réponse immédiate du stress salin est aussi exprimée par une réduction de la surface foliaire (Wang et al., 2001) et une diminution des matières fraîche et sèche au niveau des feuilles, mais aussi au niveau des tiges et racines (Ali Dinar et al., 1999; Chartzoulakis et al., 2000 ; Hernandez et al., 2000).

De nombreux travaux rapportent que cette réduction du poids de la biomasse végétale et de la croissance est observée sur le riz (Dhanyalakshmi et al., 2013), la tomate (Taffouo et al., 2004), la fève (Oufdou et al., 2014) et le blé dur (Bouthour et al., 2015).

Les travaux de Thornton et al, (1988) ont montré également que les poids de la matière fraîche et de la matière sèche des feuilles du chêne rouge sont réduits à partir de 7,5 mM de NaCl alors que celui des racines ne l'est pas. De même Benmahioul et al, (2009) ont rapporté que la présence de NaCl dans le milieu de culture provoque chez les vitroplants de *Pistia ciavera* L. une réduction des poids frais et sec des parties aériennes alors qu'il améliore ceux des racines. Cette réduction est en effet une réponse typique des plantes non halophytes à la salinité (Munns, 2002).

### VII-2-4-Effet de la salinité sur le poids sec total des plantes

Les résultats expriment le poids sec total des plantes sous l'effet de sel sont données dans les tableaux VII-13, VII-14, VII-15 et sont illustrées par l'histogramme figure VII-7

La mise en évidence de l'analyse de la variance de l'existence d'une différence très hautement significative pour le facteur salinité et l'interaction entre celui-ci et l'espèce, n'élimine cependant pas la présence d'une différence significative pour le facteur espèce sur le poids sec total.

Tableau VII-13 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids sec total (effet traitement salin)

Traitement	Poids sec total (g)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	0.027 ±0.016± 0.009	0.016± 0.003	0.01± 0.004	0.009± 0.001	0.009± 0.002	0.004± 0.002
	A	B	C	C	C	D
p=0.00						

#### **a-Effet salinité**

Le poids sec est fortement influencé par la salinité, l'analyse de la variance à montré une différence très hautement significative entre les différents traitements. Le poids sec est inversement proportionnel au niveau du stress appliqué, au fur et à mesure que le stress est intense le poids sec diminue.

Tableau VII-14 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids sec total (effet espèce)

Espèce	Poids sec total (g)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	0.014± 0.005	0.011± 0.003
	A	B
P = 0.01598		

**b-Effet espèce**

Les deux espèces affichent des poids secs significativement différent, L'*Artemisia herba alba* produise une quantité en matière sèche plus importante que celle produite par l'*Artemisia campestris*.

Tableau VII-15 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance du Poids sec total (g) (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité × espèce	Poids sec total (g)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
AH	0.037± 0.012	0.018± 0.002	0.009± 0.003	0.009± 0.002	0.008± 0.002	0.003± 0.001
	A	B	CD	CD	CD	D
AC	0.018± 0.004	0.014± 0.003	0.011± 0.005	0.01± 0.002	0.009± 0.001	0.006± 0.003
	B	BC	CD	CD	CD	D
	p=0.00					

**c-Effet Interaction : salinité × espèce**

Les résultats du test global (analyse de la variance) manifestent une différence très hautement significative entre les modalités de l'interaction salinité× espèce.

La salinité affecte négativement le poids sec total des vitroplants des deux espèces. Sans la contrainte saline l'*Artemisia herba alba* exprime un poids sec nettement plus élevé que celui de l'*Artemisia campestris*, dès que le stress s'installe (17mM) une diminution s'affiche chez les deux espèces, avec au taux de diminution plus important chez l'armoise blanche (estimé à 40%) que celui manifesté par l'armoise rouge (estimé à 22%). à partir du traitement 34mM de NaCl les deux espèces expriment des poids secs statistiquement similaires (34, 51 et 64mM se classent dans le groupe CD). les plus faibles valeurs sont obtenus chez le traitement 85mM pour des poids de 0.03 et 0.06 chez l'*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris* respectivement.

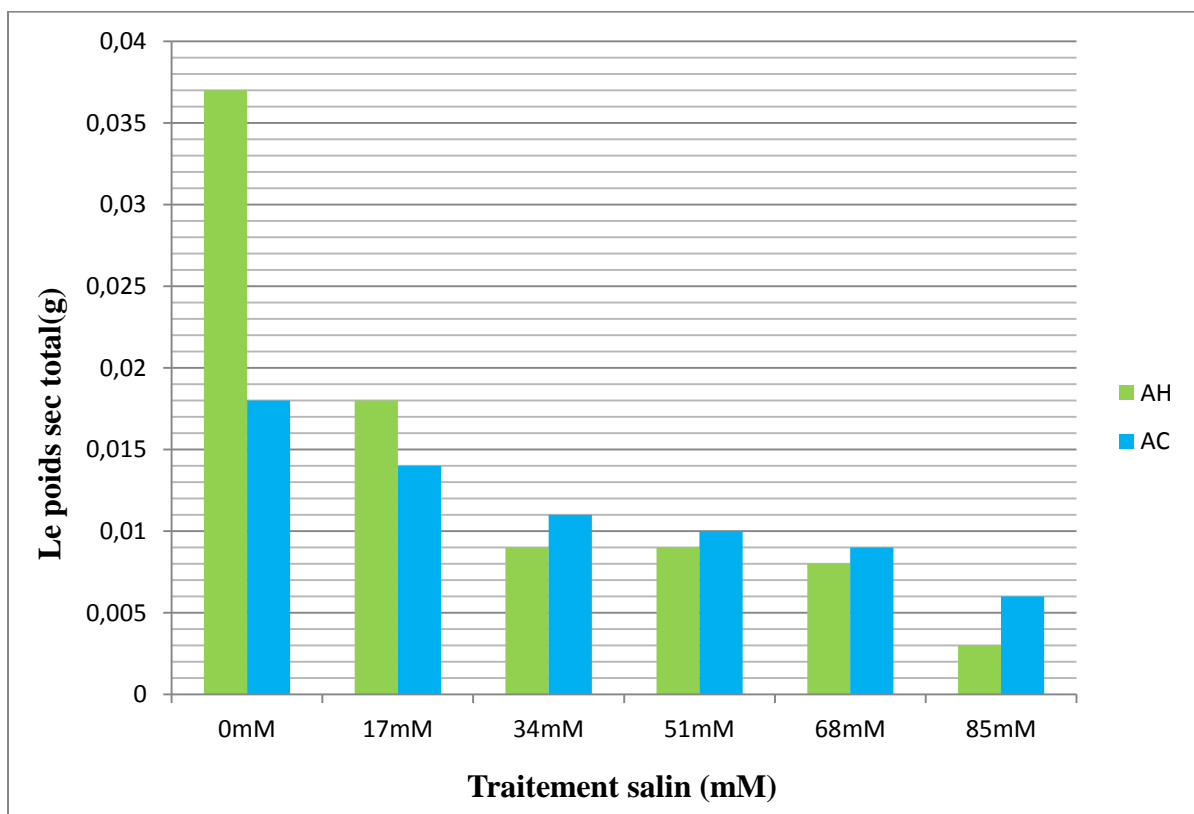


Figure VII-7 : Effet de la salinité sur le poids sec total chez deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

**❖ Discussion**

Les résultats obtenus lors de cette étude indiquent une diminution des poids sec total chez les plantes stressées comparées aux plantes témoins.

La réduction du poids sec des plantes est la réponse typique des non halophytes à la salinité (Munns et Teraat, 1986). La réduction du poids sec des racines n'était observée qu'à des niveaux élevés de NaCl comparativement avec le contrôle (Viégas et Silveira, 1999).

Le résultat sont conformes avec de Taffouo et al (2004). En effet, ces auteurs ont constaté que l'augmentation de la concentration saline entraîne chez *Mucuna poggei* et *Vignaun guiculata* une baisse de la biomasse sèche à 100 mM de NaCl.

Chez la tomate, les différentes concentrations de sels ont considérablement affecté à la baisse la biomasse sèche et la surface des racines; ceci résulte d'une déficience de la photosynthèse, après 15 jours de traitement salin, évoluant vers la sénescence induite sous salinité rapporté par Taffouo et al. (2004).

**VII-2-5- Effet de la salinité sur la surface foliaire**

Les tableaux VII-16, VII-17 et VII-18 rassemblent les différents résultats de la surface foliaire sous l'effet de la salinité. Ceux-ci sont ensuite illustrés par l'histogramme figure VII-8.

L'analyse du test global (analyse de la variance) a confirmé l'influence très hautement significative, aussi bien des effets simples (salinité et espèce), que de l'effet interaction entre ces deux facteurs, sur la surface foliaire.

Tableau VII-16- : Moyennes et résultats de l’analyse de la variance de surface foliaire (effet traitement salin)

Traitement	Surface foliaire					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85Mm
	36.833±	31±	15.5±	13.833±	10.667±	6.333±
	2.477	2.066	1.633	1.826	1.826	1.155
	A	B	C	C	D	E
p=0.00						

**a-Effet salinité**

La salinité exerce un effet néfaste sur la surface foliaire ,plus le stress est intense plus la surface foliaire est faible. Un taux de diminution du traitement le plus sévère par rapport au témoin est estimé à 83%. Cet effet est confirmé par le test Newman et Keuls qui fait ressortit 5 groupes homogènes distincts, le groupe A on trouve le traitement sans contrainte 0mM, suivi par le groupe B pour le premier niveau de salinité 17mM, les deux traitements 34mM et 51mM ce positionnent dans le même groupe homogène (Groupe C), en dernière position se classe le niveau le plus intense en salinité à savoir 85mM dans le groupe E.

Tableau VII-17: Moyennes et résultats de l’analyse de la variance de surface foliaire (effet espèce).

Espèce	Surface foliaire	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	21.389±	16.667±
	1.826	1.692
	A	B
P =0.00		

**b-Effet espèce**

La surface foliaire est très hautement différente entre les deux espèces, l'*Artemisia herba alba* affiche une surface foliaire supérieure à celle de l'*Artemisia campestris* avec un taux d'augmentation de 22%. le test de Newman et Keuls affecte l'armoise blanche dans le premier groupe (A) et l'armoise rouge dans la deuxième position dans le groupe B.

Tableau VII-18 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance surface foliaire (effet interaction traitement salin × espèce).

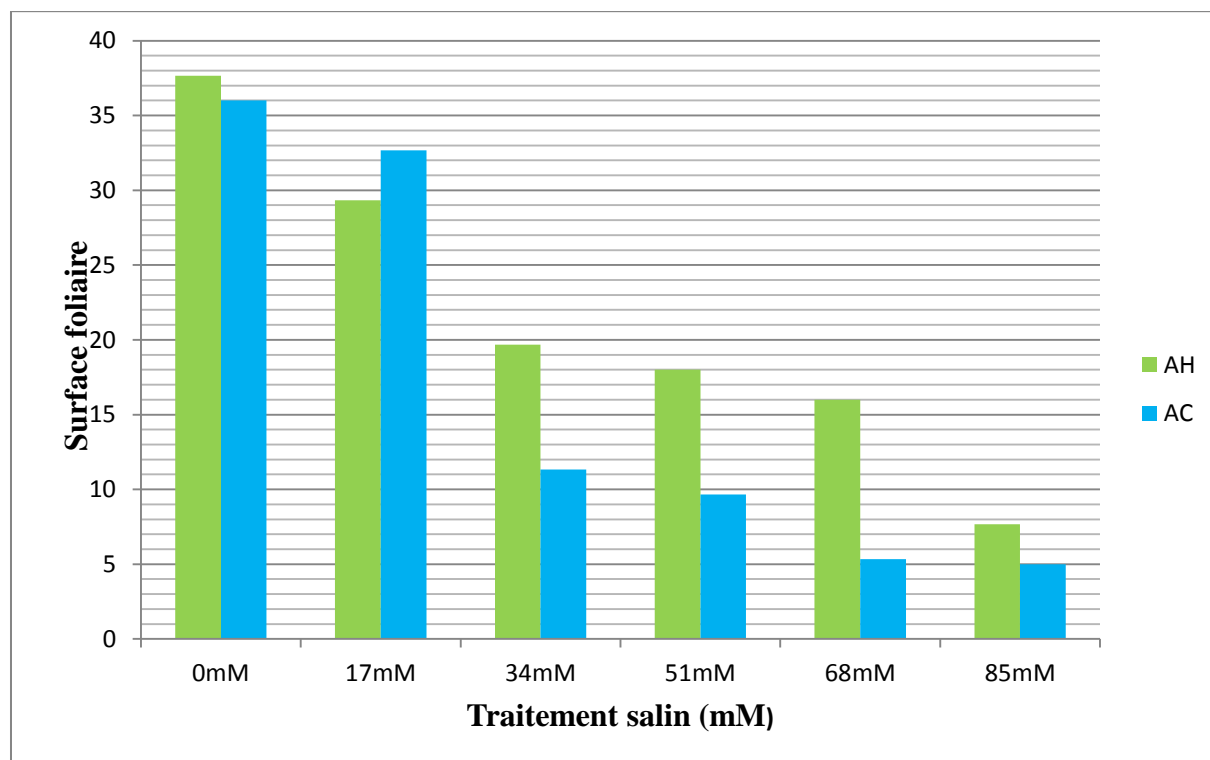
Salinité × espèce	Surface foliaire					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85mM
AH	37.667±	29.333±	19.667±	18±	16±	7.667±
	2.517	2.082	2.082	2	2.646	1.528
	A	C	D	D	D	EF
AC	36±	32.667±	11.333±	9.667±	5.333 ±	5±
	3	2.517	1.528	2.082	1.155	1
	AB	BC	E	EF	F	F

p=0.00005

**c-Effet Interaction : salinité × espèce**

La différence est très hautement significative entre les différents modalités de l'interaction, sur l'ensemble des résultats obtenus plus le stress est intense plus les vitroplants affichent une surface foliaire faible. Pour chaque niveau de salinité appliqué l'*Artemisia herba alba* exprime une surface foliaire plus importante par rapport à l'*Artemisia campestris*, à l'exception du traitement 17mM, car à ce niveau de stress c'est l'armoise rouge qui développe une surface foliaire plus élevée. Les plus fortes valeurs sont enregistrées chez les traitements témoin sans NaCl pour des surfaces de 37.66mm<sup>2</sup> et 36mm<sup>2</sup> chez l'armoise blanche et l'armoise rouge respectivement, les plus faibles valeurs sont constatées chez l'armoise rouge pour les deux derniers traitements salins 68mM et 85mM.

Le teste de Newman et Keuls fait ressortir 8 groupe homogènes, 5 groupes distinctes et 3 son groupes intermédiaires.



**Figure VII-8:** Effet de salinité sur La surface foliaire des deux espèces

*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*

## ❖ Discussion

Les résultats obtenus lors de cette recherche indiquent une diminution de la surface foliaire sous les différentes concentrations salines. L'impact du sel sur l'expansion foliaire est plus marqué avec une réduction importante de la surface foliaire en présence des fortes concentrations en NaCl. Des résultats similaires ont été rapportés chez le blé par Hu et al. (2005).

En effet, la diminution de l'expansion foliaire est soumise à un double contrôle, comprenant les équilibres hydriques et les signaux hormonaux provenant des racines qui sont responsables des perturbations de la vitesse d'élongation (Munns et al., 2000). Des travaux antérieurs de Munns (1993) montrent que le sel affecte l'assimilation du carbone par réduction de la surface des feuilles plus que par la réduction de taux de la photosynthèse. De même, Abdelly et al. (1995) pensent que la salinité affecte la surface foliaire, sans toucher aux processus

photochimique de la photosynthèse, en indiquant que le facteur limitant la croissance est l'expansion foliaire.

Chez le blé, la diminution de la surface foliaire est la principale stratégie développée pour atténuer les effets de la limitation de la disponibilité de l'eau dans les conditions de stress salin (Alem et al., 2002).

Selon Ashraf et Foolad (2007), la diminution de la longueur de la plante et de la surface foliaire serait la conséquence de la réduction de la taille des cellules exposées au stress salin.

### VI-3-Les paramètres physiologiques

#### VII-3-1- Effet de la salinité sur la perméabilité membranaire

Les résultats exprimant la perméabilité membranaire sont représentés dans les tableaux VII-19, VII-20, VII-21, illustrés par l'histogramme figure VII-9.

La mise en évidence de l'analyse de la variance de l'existence d'une différence très hautement significative pour le facteur salinité, n'élimine cependant pas la présence d'une différence non significative de l'interaction entre espèce et salinité, cependant la différence est significative pour l'effet espèce.

Tableau VII-19 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la perméabilité membranaire (effet traitement salin).

Traitement	Perméabilité membranaire					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	56.213± 6.006 C	61.297± 3.06 C	62.533± 7.401 C	72.213± 3.798 B	78.372± 5.443 AB	83.483± 10.301 A
p=0.00						

**a-Effet salinité**

Les résultats de l'analyse de la variance montre une différence très hautement significative entre les différents traitements, la salinité exerce un effet remarquable sur la perméabilité membranaire, plus le stress est accentué plus la perméabilité membranaire est importante, durant les premiers traitements (0,17mM et 34mM) aucune différence n'a été montrée (groupe C), c'est à partir du traitement 51mM en NaCl que la fuite en électrolytes est remarquable avec une valeur de 73.21% , les plus forte fuites sont enregistrées au niveau du traitement le plus chargé en sel (85mM) pour une valeur de 83.48%.

Tableau VII-20 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la perméabilité membranaire (effet espèce).

Espèce	Perméabilité membranaire	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	72.278± 3.517	65.759± 7.828
	A	B
P =0.01185		

**b-Effet espèce**

L'influence de l'effet espèce est précisée par le test de Newman et Keuls, ainsi *l'Artemisia herba alba* exprime une perméabilité membranaire plus élevée par rapport à *l'Artemisia campestris*, avec une fuite de 72.27 % et 65.75% respectivement.

Tableau VII-21 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la perméabilité membranaire (effet interaction traitement salin × espèce).

Salinité × espèce	Perméabilité membranaire					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68Mm	85mM
AH	57.527± 7.748	65.177± 1.471	67.68± 3.12	76.307± 4.662	83.81± 2.919	83.17± 1.712
AC	54.9± 5.491	57.417± 4.61	57.387± 11.278	68.12± 3.786	72.933 ± 8.096	83.797± 16.198
p=0.7046						

**c- Effet interaction (Salinité × espèce)**

Aucune influence de l'effet interaction (Salinité × espèce) n'a été affichée entre les différents traitements sur la perméabilité membranaire, malgré cela il faut souligné que pour le même niveau du stress l'*Artemisia herba alba* dépasse légèrement l'*Artemisia campestris* en ce qui concerne ce paramètre.

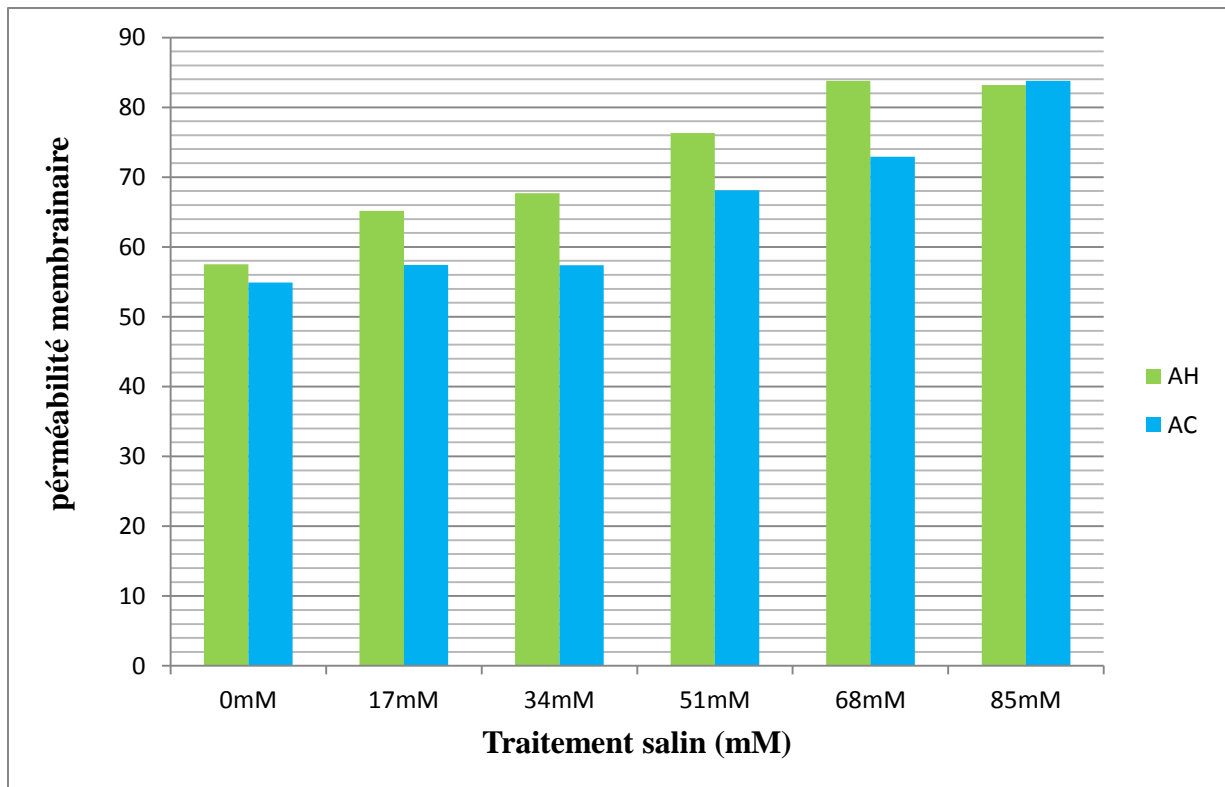


Figure VII-9: Effet de salinité sur la perméabilité membranaire des deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

## ❖ Discussion

Des résultats comparables ont été trouvés par Lutts et al. (1996) et Kaya et al. (2002) qui ont noté que la perméabilité membranaire des feuilles augmente significativement avec des concentrations élevées en sel chez quelques variétés de riz, de fraisier et de concombre.

En effet, une accumulation importante de sel dans les cellules végétales se traduit par une dégradation de leurs structures lipidiques et de leurs protéines membranaires. Ceci se traduit donc par une altération des membranes cellulaires suite à l'augmentation de leur perméabilité et l'hypertrophie de leur protoplasme (Mansour, 1995)

Selon Zid et Grignon (1991), des modifications quantitatives et qualitatives des classes lipidiques peuvent modifier la perméabilité membranaire sous l'effet du stress salin.

### VII-3- 2-Effet de la salinité sur la teneur en chlorophylle

Les résultats correspondants la teneur en chlorophylle sont représentés dans les tableaux VII-22, VII-23, VII-24, illustrés par l'histogramme figure VII-10. L'effet de salinité sur la teneur

en chlorophylle est révélée par l'analyse de variance avec une différence très hautement significative, cependant une différence non significative a été révélée pour le facteur espèce et l'interaction entre celui-ci et La salinité.

Tableau VII-22 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (effet traitement salin)

Traitement	Teneur en chlorophylle					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	8.445± 0.994	7.627± 1.408	6.243± 0.713	4.883± 0.607	4.593± 0.707	3.885± 0.516
	A	A	B	C	CC	
p=0.00						

#### **a-Effet de salinité**

L'analyse de la variance révélée l'existence d'une différence hautement significative entre les différents niveaux de salinité. Les résultats obtenus montrent que les différentes concentrations des NaCl ont un effet sur la teneur en chlorophylle, plus le stress accentué plus la teneur en chlorophylle devient faible.

Selon le teste de Newman Keuls, il ressort 3 groupes homogènes; le premier groupe **A** se trouve les deux premiers niveaux de salinité pour les valeurs 8.445mg/100mg et 7.627mg/100mg, le groupe intermédiaire **B** est représenté le traitement T2 et le dernier groupe **C** correspondants le plus faibles teneurs en chlorophylle (4.593mg/100mg et 3.885mg/100mg) mesurée sur les plantes les plus stressées (68mM et 85mM).

Tableau VII-23 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (effet espèce).

Espèce	Teneur en chlorophylle	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	5.753± 0.99	6.139± 0.613
P = 0.24713		

### **b-Effet espèce**

L'analyse de la variance n'a pas révélé une différence significative entre les deux espèces.

Tableau VII-24 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en chlorophylle (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité × espèce	Tenure en chlorophylle					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85Mm
AH	8.343± 1.048	7.247± 2.218	6.053± 1.043	4.64± 0.816	4.677± 0.335	3.557± 0.673
AC	8.547± 1.171	8.007± 0.189	6.433± 0.428	5.127± 0.506	4.51 ± 1.067	4.213± 0.462
p=0.9673						

**c- Effet l'interaction (traitement salin × espèce)**

L'analyse de la variance montrée une différence non significatif de l'interaction traitement salin × espèce.

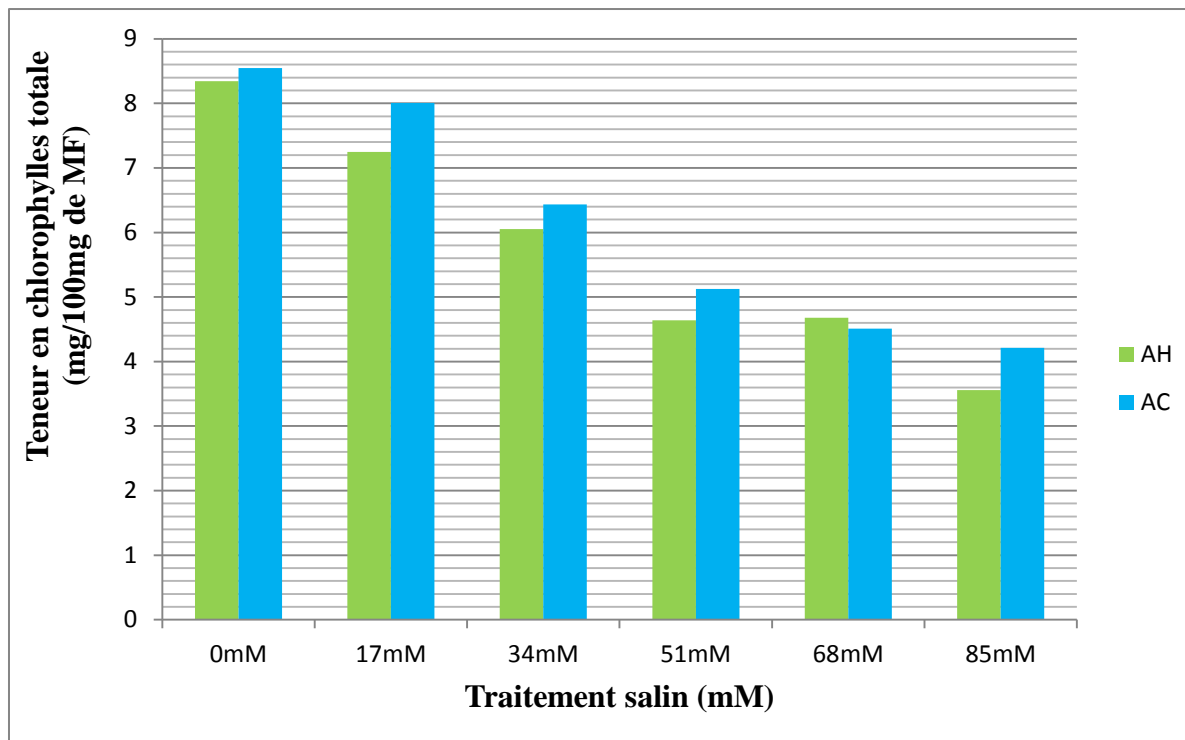


Figure VII-10: Effet de salinité sur la teneur en chlorophylle chez deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

**Discussion**

Nos résultats montrent qu'il y a un effet de stress salin sur la teneur en chlorophylle qui est significativement réduite par l'effet de la salinité. Ainsi, chez les témoins, les teneurs en chlorophylles sont restées plus importantes, comparativement aux teneurs en chlorophylles dosées chez les plantes traitées par le sel, ces résultats similaires à ceux enregistrés dans le cas du bananier par Belfakih et al, (2013). Belkhodja (2010), montrée aussi que chez l'*Atriplex halimus*, Les teneurs en chlorophylles varient en fonction des concentrations appliquées.

La teneur en chlorophylle est significativement réduite par la salinité surtout pour le traitement sévère. Ces résultats corroborent avec les observations de Cengiz et al (2009) sur le piment. Par ailleurs, certaines accessions naturellement riches en chlorophylle perdent plus

facilement leur chlorophylle que les accessions naturellement pauvres (Ben Kaddour et al 2015). Selon Feigin et al. (1991); Grattan et Grieve, (1994), NaCl a un effet antagoniste sur l'absorption de l'azote (N) qui est une composante essentielle de la structure de la molécule de chlorophylle (R'him et al 2013).

Cette réduction de la chlorophylle est peut être liée à la sensibilité de sa biosynthèse au chlorure de sodium ; ce dernier affecte moins la voie de biosynthèse de la chlorophylle b.

Levingneron et al. (1995) rapportent que l'effet néfaste de la salinité sur les teneurs en pigments chlorophylliens est partiellement à l'origine de la diminution de synthèse des hydrates de carbone (Belfakih et al, 2013).

La diminution de la synthèse de la chlorophylle peut être due, entre autre, à une diminution de l'acide 5-aminolévulinique. Le NaCl inhibe la synthèse de l'acide 5-aminolévulinique, un précurseur de la chlorophylle, En outre, la culture de plantes dans des conditions de solution saline est connue pour endommager le PSII et les enzymes photosynthétiques. Le stress salin joue un rôle dans la diminution de l'activité de la chlorophylle. La diminution du taux d'assimilation du CO<sub>2</sub> dans les feuilles est associée à une inhibition de la photosynthèse (Achour et al, 2015).

### **VII-3-3-Effet de la salinité sur la teneur relative en eau**

Les résultats correspondants la Teneur relative en eau sont représentés dans les tableaux VII-25, VII-26, VII-27, illustrés par l'histogramme figure VII-11. L'effet d'espèce est révélé par l'analyse de variance avec une différence très hautement significative, cependant une différence non significative a été révélée pour le facteur traitement salin et l'interaction entre celui-ci et l'espèce.

Tableau VII-25 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur relative en eau (effet traitement salin)

Traitement	Teneur relative en eau					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	86.922±	77.573±	76.123±	76.45±	71.17±	71.633±
	6.741	13.288	15.037	9.248	9.87	7.946
p=0.28002						

**a-Effet salinité**

L'analyse de la variance n'a pas révélé une différence significative entre les différents traitements salins.

Tableau VII-26 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur relative en eau (effet espèce).

Espèce	Teneur relative en eau	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	85.78±	67.511±
	10.219	9.987
A		B
P =0.00016		

**b-Effet espèce**

L'analyse de la variance montre une différence très hautement significative pour la teneur relative en eau entre les deux espèces, *Artemisia herba alba* exprime une teneur en eau élevée que celui de *Artemisia campestris*, au classée la première espèce dans le groupe A à une valeur de 85.78% et la deuxième espèce dans le groupe B à une valeur de 67.511%.

Tableau VII-27: Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur relative en eau (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité × espèce	Teneur relative en eau					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
AH	92.28± 7.57	84.35± 20.586	82.54± 9.025	84.38± 5.9	83.13± 15.115	88± 7.867
AC	81.563± 7.505	70.797± 4.198	69.707± 21.996	68.52± 13.38	59.21 ± 3.884	55.267± 9.795

p=0.60415

**c- Effet interaction (traitement salin× espèce)**

L'analyse de la variance révélée que l'effet de l'interaction traitement salin × espèce est non significative.

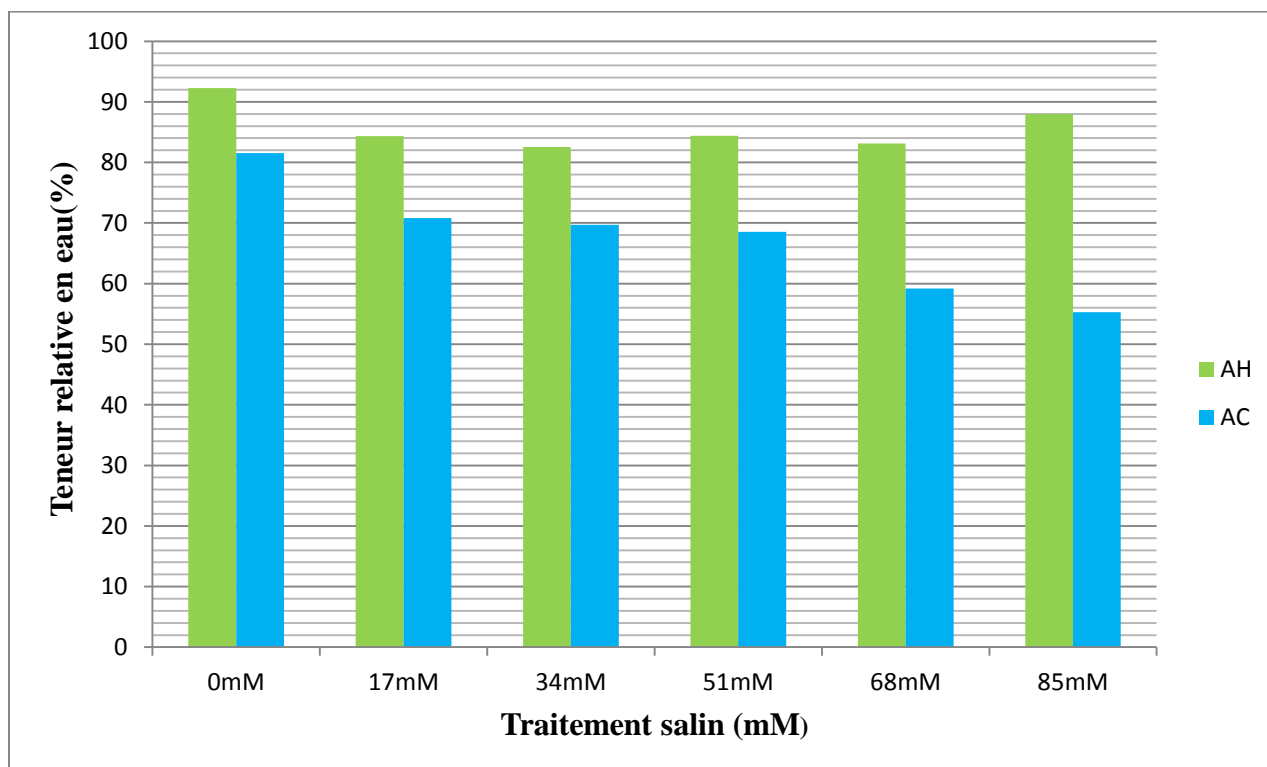


Figure VII-11 :Effet de salinité sur la teneur relative en eau chez deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

**❖ Discussion**

L'espèce appliquée a un effet remarquable sur la teneur relative en eau où induit une valeur faible chez *Artemisia campestris* par rapport à l'*Artemisia herba alba* qui ont une valeur plus élevée, alors que les traitements salin n'applique aucun effet sur la teneur relative en eau.

La teneur relative d'eau dans les feuilles est un bon indicateur de l'état hydrique, elle diminue légèrement chez les plantes stressées à la salinité. (Belkhodja *et al*, 2011).

Dans les zones arides et semi-arides, la contrainte saline est souvent associée au déficit hydrique. Le maintien d'une teneur relative en eau élevée, est une forme remarquable de résistance (Achour *et al*, 2015).

D'après les résultats obtenus, il semble qu' *Artemisia herba alba* présente une tolérance à la salinité plus élevée qu' *Artemisia campestris*, étant donné le maintien de la turgescence plus important chez la première espèce et donc une meilleure régulation osmotique (Belkhodja *et al* 2011).

L'absorption d'eau est maintenue à un niveau suffisant pour éviter la déshydratation des tissus de la plante et pouvoir ainsi diluer les sels introduits dans les cellules (Belkhodja *et al* 2011).

La capacité de rétention de l'eau au niveau du feuillage conduit au maintien de la turgescence qui est nécessaire à la poursuite des activités métaboliques de la plante. Ce mécanisme est dû à l'accumulation de divers osmolytes. Les substances accumulées à cette fin sont des acides aminés, des acides organiques, des ions inorganiques comme les ions  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$  et  $\text{Cl}^-$  et des sucres solubles (Benderradji, 2013).

**VII-3-4-Effet de la salinité sur la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS)**

Tous les résultats relatifs à la teneur en sodium des feuilles sous l'effet de la salinité sont représentés par les tableaux VII-28, VII-29, VII-30 et illustrés par l'histogramme de la figure VII-12.

L'analyse de la variance de la teneur en sodium des feuilles révèle une différence très hautement significative pour les effets simples ; salinité et effet d'espèce, ainsi que pour l'effet d'interaction (salinité  $\times$  espèce) sous les contraintes salin.

Tableau VII-28 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)

Traitement	Teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	33.137± 2.89	56.422± 2.256	64.683± 1.011	66.01± 2.118	80.998± 3.152	67.287± 5.06
	D	C	B	B	A	B
p=0.00						

**a-Effet salinité**

La salinité affecte remarquablement la teneur en sodium des feuilles, plus salinité s'accroît plus les feuilles accumulent de sodium.les plus fortes teneurs en sodium sont enregistrées par la concentration 68mM en NaCl.

Tableau VII-29 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet espèce)

Espèce	Teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	49.678± 3.345	73.167± 2.199
	B	A
P =0.00		

**b-Effet Espèce**

L'analyse de la variance montre une différence très hautement significative entre les deux espèces. l'*Artemisia campestris* accumule plus de sodium que l'*Artemisia herba alba* pour des teneurs de 49.67 meq/100mgde MS et 73.16 meq/100mg de MS respectivement

Tableau VII-30 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité × espèce	Teneur en sodium des feuilles (meq/100mgde MS)					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85Mm
AH	32.527± 3.843	67.313± 3.399	51.017± 1.201	28.417± 1.994	46.453± 1.172	72.343± 7.875
	G	DE	F	G	F	D
AC	33.747± 2.473	45.53± 1.08	78.35± 1.055	103.603± 2.691	115.543± 4.845	62.23± 1.415
	G	F	C	B	A	E

p=0.00

### c-Effet Interaction : salinité × espèce

Les résultats de l'analyse de variance révèlent une différence très hautement significative de l'effet combiné des deux facteurs (salinité x espèces) sur la teneur en Na<sup>+</sup> des feuilles.

Les deux espèces accumulent différemment le sodium dans leurs feuilles, chez l'armoise blanche le premier traitement salin (17mM) induit une augmentation notable en sodium puis ces teneurs diminuent avec l'intensité du stress. En revanche chez l'*Artemisia campestris* la teneur en sodium des feuilles s'accroît avec le niveau de stress que subissent les plantes.

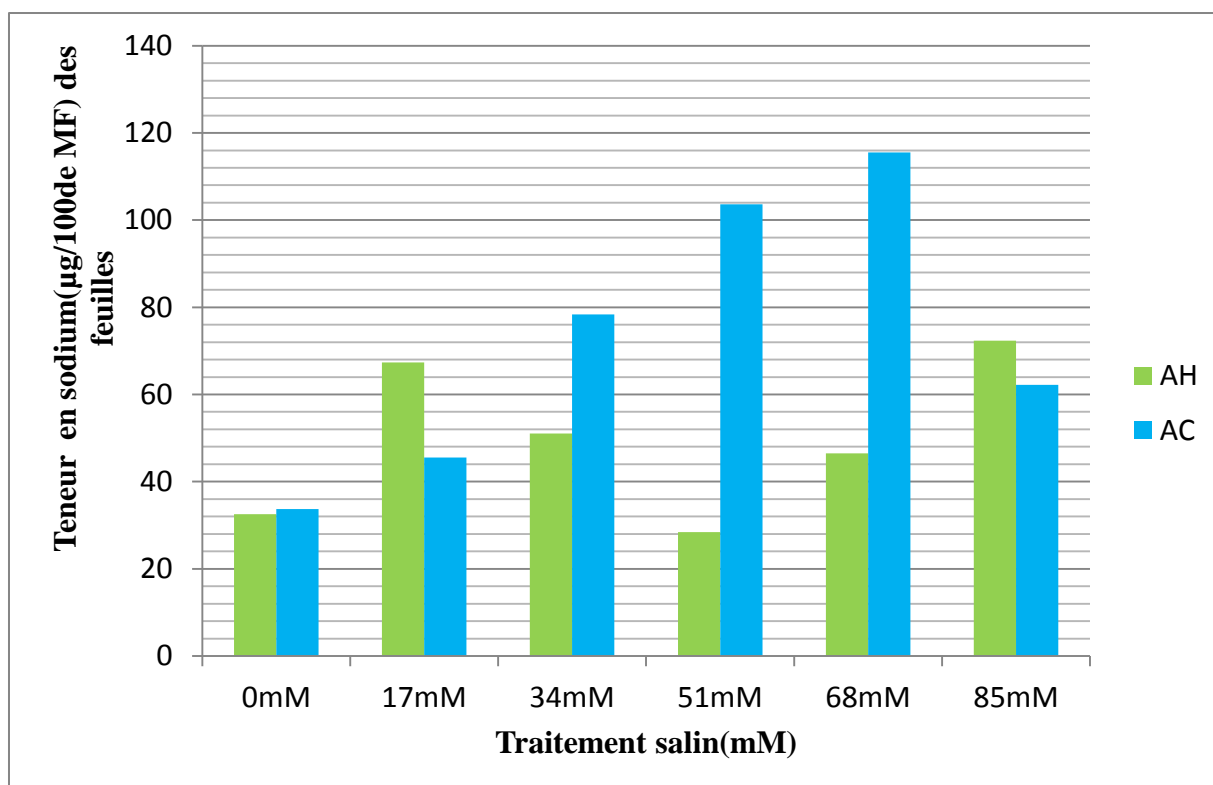


Figure VII-12 : Effet de la salinité sur la teneur de sodium des feuilles chez les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

### VII-3-5-Effet de la salinité sur la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS)

Toutes les résultats de l'analyse de variance sont groupées dans les tableaux VII-31, VII-32, VII-33 et sont illustrées par l'histogramme figure VII-13.

Une influence très hautement significative à été révélée par l'analyse de la variance autant pour les effets simples à savoir l'espèce et salinité, que pour l'effet interaction entre ceux-ci sur la teneur en sodium des racines.

Tableau VII-31 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)

Traitement	Teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85Mm
	74.638± 2.726	76.817± 1.682	94.01± 2.796	70.175± 1.731	83.887± 2.659	85.358± 3.81
	C	C	A	D	B	B
p=0.00						

**a-Effet salinité**

Le sel affecte fortement la teneur en sodium au niveau des racines. Selon les résultats de l'analyse de variance, le sel n'affecte la teneur en sodium des racines qu'à partir de 34mM pour une teneur de 94.01meq/100mgde MS, puis cette teneur diminue pour atteindre une valeur de 85.35 meq/100mgde MS chez le traitement le plus contraignant.

Tableau VII-32 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS) (effet espèce)

Espèce	Teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	70.45± 2.41	91.178± 2.596
	B	A
P =0.00		

**b-Effet Espèce**

Une différence très hautement significative entre les deux espèces à été montrée par l'analyse statistique, en ce qui concerne la teneur en sodium des racines. L'armoise rouge accumule plus de Na<sup>+</sup> que l'armoise blanche avec une valeur de 91.17 et 70.45 meq/100mgde MS chez *Artemisia campestris* et *Artemisia herba alba* respectivement.

Tableau VII-33 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité × espèce	Teneur en sodium des racines (meq/100mgde MS)					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85mM
AH	75.417±	79.3±	104.873±	43.543±	61.963±	57.603±
	2.824	1.953	3.684	2.226	2.674	3.45
	E	DE	B	G	F	F
AC	73.86 ±	74.333±	83.147±	96.807±	105.81±	113.113±
	3.255	1.806	2.443	1.592	3.244	4.938
	E	E	D	C	B	A

p=0.00

**c-Effet Interaction : salinité × espèce**

L'interaction des deux facteurs montre une différence très hautement significative entre les différents traitements.

Les racines des deux espèces réagissent différemment vis-à-vis de la salinité, chez l'*Artemisia campestris* la teneur en sodium des racines suivent linéairement l'intensité du stress, plus le sel est fortement présent dans le milieu plus les racines se chargent en sodium, néanmoins chez l'*Artemisia herba alba*, une augmentation notable en sodium des racines est affichée au premier stress (17 et 34Mm), puis le sodium devient moins présent pour les niveaux de stress qui suivent. L'*Artemisia campestris* accumule plus de sodium racinaire que l'*Artemisia herba alba*.

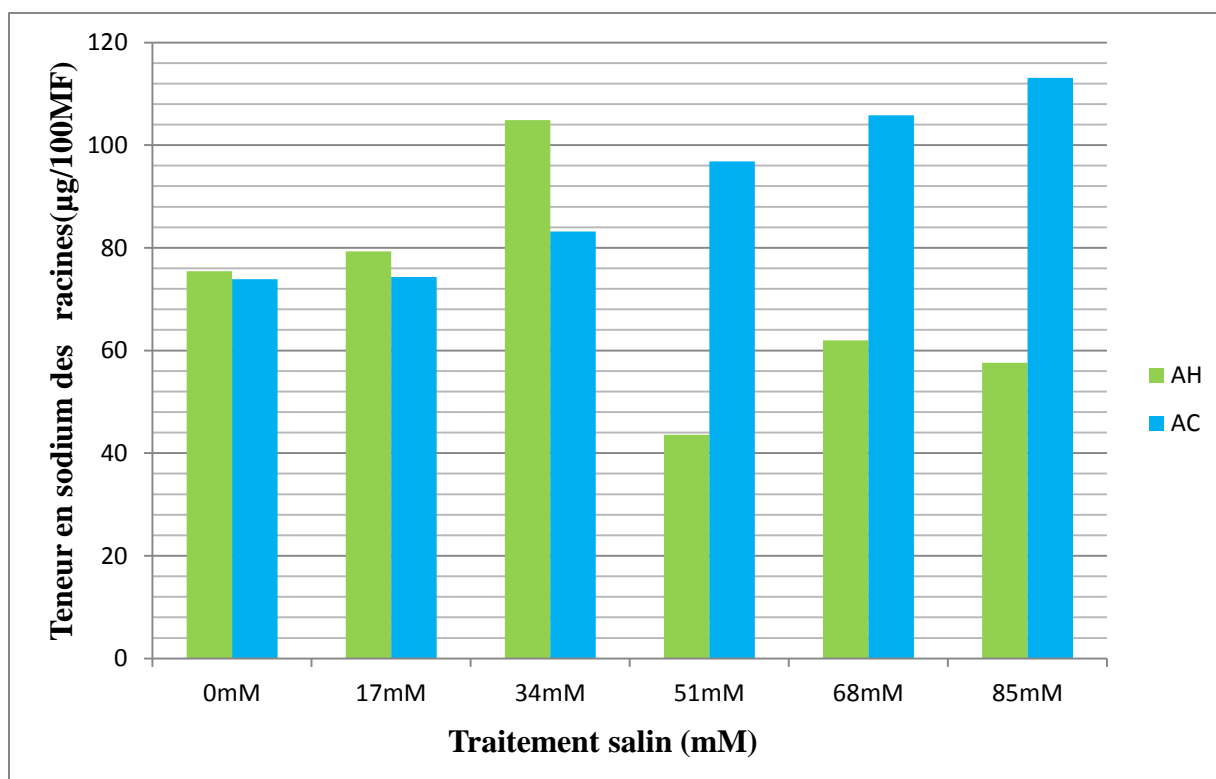


Figure VII-13 : Effet de la salinité sur la teneur de sodium des racines pour les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

## Discussion

Hamrouni et al.(2011) confirment que l'application du stress salin entraîne une augmentation significative des teneurs en sodium dans tous les organes des plantes stressées par rapport aux témoins. En présence de sel, la plante absorbe et transporte  $\text{Na}^+$  dans ses organes aériens. Les feuilles les plus âgées présentent une surcharge en  $\text{Na}^+$ , contrairement aux feuilles jeunes. Cette rétention de  $\text{Na}^+$  dans les étages inférieurs pourrait représenter un mécanisme de protection des feuilles jeunes contre les effets toxiques de  $\text{Na}^+$  (Bouaouina et al., 2000).

Apparemment, cette augmentation de  $\text{Na}^+$ , elle résulte de la diminution du potentiel osmotique du contenu cellulaire et d'un niveau élevé d'absorption d'eau (Silva et al., 2015). Sachant, que les plantes tolérantes au sel accumulent de faibles concentrations en  $\text{Na}^+$ , par contre, les variétés sensibles présentent des concentrations en  $\text{Na}^+$  très élevées dans le partie végétatif, lorsqu'elles sont soumises au stress salin (Shabala et al., 2013).

Le taux de sodium est nettement supérieur dans les feuilles par rapport aux tiges et aux racines. D'après (Bouaouina, 2000) l'accumulation cellulaire de  $\text{Na}^+$  chez le blé augmente avec la concentration de  $\text{NaCl}$ . (Reimann, 1993) rapporte que, chez les espèces du genre *Atriplex*, il y a une translocation préférentielle des ions  $\text{Na}^+$  vers la partie aérienne.

Ce mécanisme de transport du sodium vers les feuilles et celui de l'absorption racinaire paraissent être régulés séparément. La difficulté à maintenir le contrôle de la concentration du sodium dans des tissus métaboliquement actifs, comme chez les feuilles par exemple, provoque des perturbations physiologiques et biochimiques (Bourrsier P., Lauchli A, 1989) Un gain de tolérance est observé chez les plantes qui expriment une meilleure capacité à remettre en circulation le sodium, ce qui protège les parties aériennes de l'invasion saline (Levigneron A et al, 1995).

L'une des relations les plus connues entre la réaction des plantes et la salinité, est celle associant le degré de tolérance ou de sensibilité aux sels est la dynamique des ions, exprimée soit par leur absorption, leur transport ou leur accumulation (Hadjji M, 1985)

En présence de sels, les plantes absorbent des quantités importantes de sodium, de potassium, de chlore ou de calcium (Shennan et al, 1987). Le transport et l'accumulation de ces éléments seraient tributaires non seulement du degré de tolérance des différentes espèces

(Riyad, 1987) mais de la faculté de chacun des organes de la plante à assurer ces deux fonctions (Brun, 2000)

Chez les plantes de type « inclure », les flux de sodium sont essentiellement ascendants, et le sel est accumulé dans les parties aériennes au niveau des vacuoles. Par contre, chez celles de type « exclure », la plus grande partie du sodium absorbé et véhiculé vers les feuilles est réexportée vers les racines via le phloème (Levigneron et al. 1995; Berthomieu et al. 2003) ou initialement stockée dans les racines.

La compartimentation du  $\text{NaCl}$  dans les vacuoles représente le mécanisme principal de détoxification du sel chez les halophytes (Borsani et al. 2003), tandis que les glycophytes ont recours au mécanisme d'exclusion du sodium des cellules (au niveau de la membrane plasmique) des parties aériennes vers les racines (Munns 2002; Tester et Davenport 2003; Blumwald et al. 2004). Chez les halophytes, l'activité de l'antiporteur vacuolaire  $\text{Na}^+/\text{H}^+$  est généralement induite par les concentrations élevées de  $\text{NaCl}$ , tel le cas de *Mesembryanthemum crystallinum* L. après un traitement salin (Barkla et al. 1995).

L'homéostasie ionique cellulaire est un phénomène essentiel et vital pour tous les organismes (Blumwald 2000; Mahajan et al. 2008). La plupart des cellules parviennent à maintenir un niveau élevé de potassium et un faible niveau de sodium dans le cytoplasme à travers la coordination et la régulation des différents transporteurs et canaux (Blumwald et al. 2004).

Les espèces incapables de compartimenter  $\text{Na}^+$  dans leurs feuilles sont nettement plus sensibles à la salinité. En effet, ces espèces semblent peu efficaces pour abaisser la concentration cytoplasmique de  $\text{Na}^+$ , ce qui est peut être l'une des causes profondes de leur sensibilité au niveau cellulaire, mais l'incapacité de débarrasser le cytoplasme de  $\text{Na}^+$  a pour conséquence que cet ion est facilement transporté dans le phloème de ces plantes (Zid, Grignon, 1986). L'exclusion continue de  $\text{Na}^+$  vers le bas de la plante traduit le comportement d'exclusion

Le terme «inclusif» est utilisé pour distinguer ce type de plante (Juan et al., 2005). L'accumulation des ions a eu lieu chez certaines espèces végétales qui prennent des ions de haute concentration pour l'ajustement osmotique. Les mécanismes physiologiques de cette technique basée sur la séquestration du sel loin des sites métaboliques et synthétisent des solutés compatibles pour l'équilibre osmotique (Flowers, 2004). Le terme «inclusif» est utilisé pour caractériser ce type de plantes (Romero et al., 1997).

Il existe deux principales stratégies que les plantes utilisent pour faire face à la salinité : la compartimentation des ions toxiques au sein de la vacuole et leur exclusion hors de la cellule (Hasegawa et al. 2000). D'autre part, les plantes modifient la composition de leur sève; elles peuvent accumuler les ions  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  pour ajuster le potentiel hydrique des tissus, nécessaire pour maintenir la croissance (Munns 2005). Cette accumulation doit être compatible avec une tolérance métabolique de la concentration résultante ou avec une compartimentation entre les divers composants de la cellule ou de la plante.

### VII-3-6-Effet de la salinité sur la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS)

Les résultats de la teneur en potassium des feuilles sont rassemblés dans les tableaux VII-34, VII-35, VII-36 et illustrés par l'histogramme de la figure VII-14.

Dans les conditions de notre étude une influence très hautement significative à été révélée par l'analyse de la variance pour aussi bien pour les effets simples que pour leur effet combiné.

Tableau VII-34 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)

Traitement	Teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	49.853± 2.39	48.76± 2.416	47.447± 2.399	47.893± 1.396	46.165± 1.714	45.18± 2.92
	A	AB	AB	AB	AB	B
p=0.04444						

#### a-Effet salinité

La salinité affecte significativement et négativement la teneur en potassium des feuilles, plus le milieu est riche en NaCl plus la teneur en potassium diminue. Sous l'effet de la salinité la teneur en potassium diminue dès le début du stress, cette diminution se stabilise au tour de 47 à 46 meq/100mgde MS pour atteindre les plus faibles teneuses au niveau du dernier traitement salin 85mM pour une teneur de 45.18meq/100mgde MS.

Tableau VII-35: Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet espèce).

Espèce	Teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	49.905± 2.085	45.194± 2.165
	A	B
P =0.00001		

**b-Effet Espèce**

la différence de la teneur en potassium des feuilles entre les deux espèces est très hautement significative, avec une supériorité en faveur de l'*Artemisia herba alba* par rapport à l'*Artemisia campestris* pour des teneurs de 49.90 et 45.19 meq/100mgde MS respectivement,

Tableau VII-36 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité ×espèce	Teneur en potassium des feuilles (meq/100mgde MS)					
	0Mm	17mM	34Mm	51mM	68mM	85mM
AH	35.033± 3.579	43.173± 1.336	50.457± 2.805	53.053± 1.245	56.547± 1.586	61.167± 3.231
	E	D	C	BC	B	A
AC	64.673± 1.216	54.347± 3.579	44.437± 2.553	42.733± 1.823	35.783 ± 2.198	29.193± 3.298
	A	BC	D	D	E	F
p=0.00						

**c-Effet interaction : salinité × espèce**

Une différence très hautement significative de l'effet interaction sur la teneur en potassium des feuilles à été affichée par l'analyse de la variance.

Un comportement opposé à été observé chez les deux espèces sous l'effet de la salinité. Chez l'*Artemisia herba alba* la teneur en potassium des feuilles s'élève avec l'intensité du stress pour atteindre les plus fortes valeurs (61.16 meq/100mgde MS) chez le traitement 85mM, en revanche chez l'*Artemisia campestris* le potassium des feuilles s'abaissent avec la richesse du milieu en NaCl pour atteindre les plus teneurs estimées à 29.19 meq/100mgde MS chez traitement 85Mm.

Noter que durant les premiers traitements l'armoise rouge affiche plus de potassium des feuilles, mais dès que le stress atteint la concentration 34mM et plus, cette supériorité se penche en faveur de l'armoise blanche.

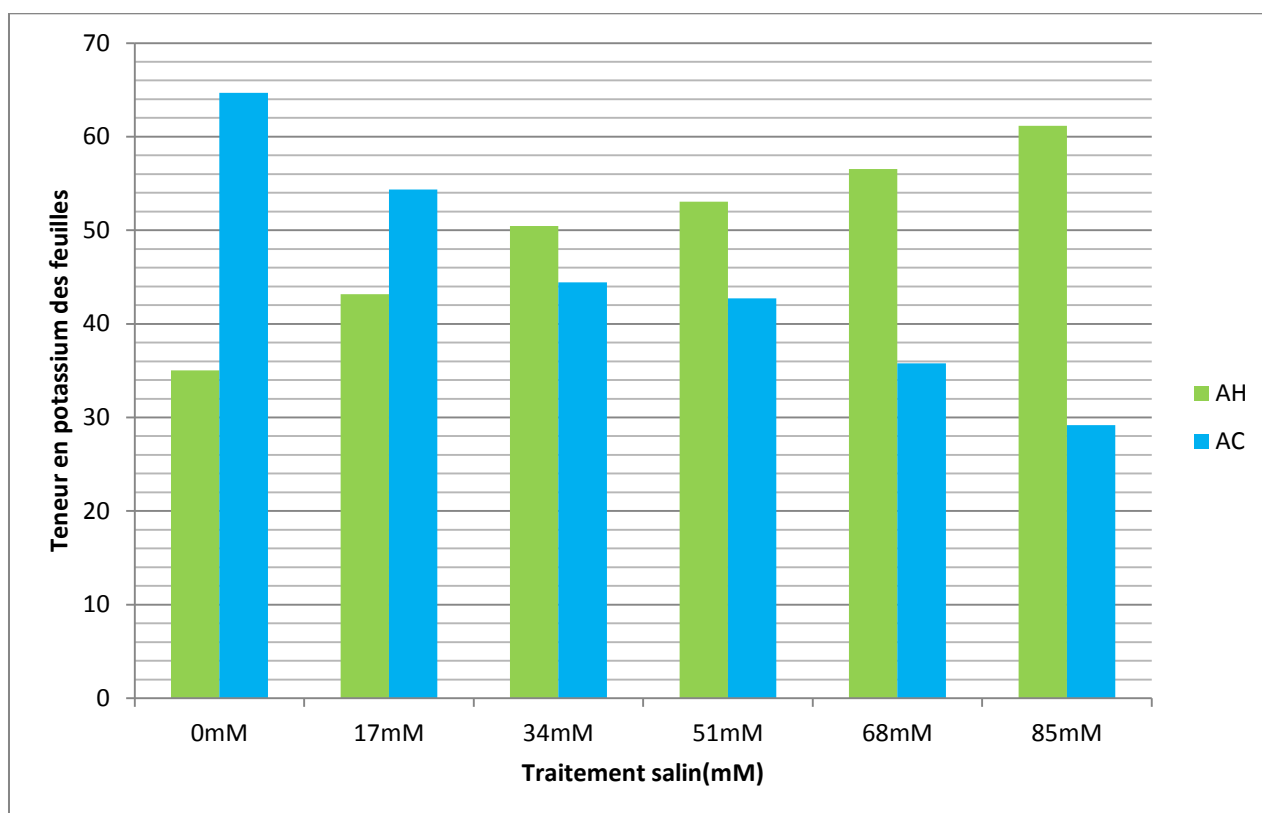


Figure VII-14 : Effet de la salinité sur la teneur de potassium des feuilles pour les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

### VII-3-7-Effet de la salinité sur la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS)

Les tableaux VII-37, VII-38, VII-39 résument la teneur en potassium des racines, ceux-ci sont illustrés par l'histogramme de la figure VII-15.

L'analyse du test global a révélé une différence très hautement significative autant pour les effets simples (salinité et espèce) que pour l'effet combiné des deux facteurs (interaction salinité et espèce).

Tableau VII-37 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS) (effet traitement salin)

Traitement	Teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS)					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	48.497± 2.482	33.098± 2.202	28.717± 1.359	27.332± 1.677	19.845± 1.818	11.262± 2.155
	A	B	C	C	D	E
p=0.00						

#### a-Effet salinité

L'effet de la salinité est très hautement significatif, plus le stress est intense moins les racines se chargent en potassium. les plus fortes teneurs sont exprimées par le traitement témoin (avec une teneur de 48.49 meq/100mgde MS), alors que les plus faibles valeurs sont affichées chez le traitement 85mM pour une teneur de 11.26meq/100mgde MS.

Le test Newman et Keuls fait ressortir 5 groupes homogène bien distinctes.

Tableau VII- 38: Moyennes et résultats de l’analyse de la variance de la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS) (effet espèce).

Espèce	Teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS)	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	33.423± 2.241	22.827± 1.387
A		B
P =0.00		

**b-Effet Espèce**

L’analyse de la variance nous a montrée une différence très hautement significative de la teneur en potassium des racines entre les deux espèces, l’armoise rouge contient moins de potassium racinaire que l’armoise blanche. Ces résultats trouvent leur confirmation dans les tests de Newman et Keuls, en affectant l’*Artemisia herba alba* dans le premier groupe A avec une teneur de 33.42meq/100mgde MS et classe l’*Artemisia campestris* dans le groupe B pour une teneur de 22.82 meq/100mgde MS.

Tableau VII-39: Moyennes et résultats de l’analyse de la variance de la teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS) (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité ×espèce	Teneur en potassium des racines (meq/100mgde MS)					
	0Mm	17mM	34Mm	51mM	68mM	85Mm
AH	54.56± 3.761	42.433± 2.072	36.893± 1.817	29.93± 2.317	22.647± 2.258	14.073± 3.235
		B	C	D		
	A				E	G
AC	42.433± 1.119	23.763± 2.797	20.54± 1.146	24.733± 1.288	17.043 ± 1.779	8.45± 1.071
		E	EF	E	FG	H
	B					
p=0.00002						

**c- Effet Interaction : salinité × espèce**

L'analyse de la variance a mis en évidence l'influence de l'effet l'interaction salinité × espèce sur ce paramètre. En général, plus le milieu est fortement concentré en NaCl moins les racines se chargent en potassium. Pour le même niveau de stress l'*Artemisia herba alba* accumule plus de potassium dans les racines que l'*Artemisia campestris*. Les plus faibles teneurs en potassium sont induites par le traitement le plus contraignant à savoir 85mM et ceci pour les deux espèces.

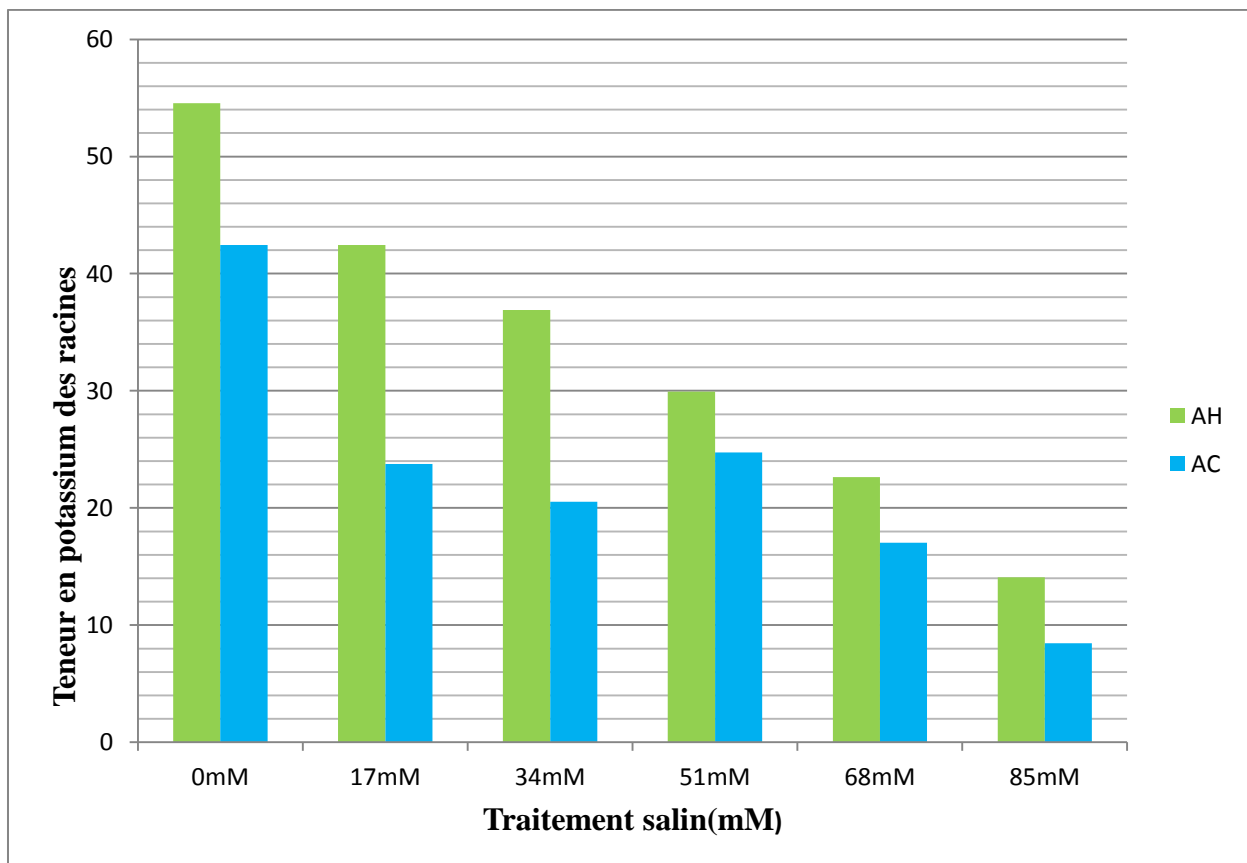


Figure VII-15: Effet de la salinité sur la teneur de potassium des racines pour les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

## Discussion

Selon Almeida et al., (2014) chez la tomate, la tolérance à la salinité est souvent associée aux capacités particulières de maintenir une teneur élevée en  $K^+$ . Auparavant, Taffouo et al., (2010) relatent que la tolérance à la salinité chez la tomate, est principalement liée à la capacité de maintenir un rapport faible de  $Na^+/K^+$  de la plante. En effet, la capacité des végétaux d'exclure le  $Na^+$  absorbé et la capacité des cellules à retenir  $K^+$  peut contribuer à la fois à ce trait de la tolérance à la salinité (Almeida et al., 2014).

la sélectivité et l'accumulation des ions sont mentionnées pour être des méthodes les plus importantes pour la compréhension des mécanismes de tolérance à la salinité chez la plante (Sykes, 1985). Les mécanismes de sélectivité ionique incluent la limitation dans l'absorption des ions toxiques et le maintien d'une nutrition minérale normale. Ces plantes pourraient être plus tolérantes au sel que celles qui ne restreignent pas l'accumulation des ions et perdent l'équilibre des éléments nutritifs (Weimberg and Shannon, 1988).

Il est connu que  $Na^+$  dans la plante limite l'absorption des cations indispensables tels que  $K^+$  et  $Ca^{2+}$ . Il y aurait une compétition entre  $Na^+$  et  $Ca^{2+}$  pour les mêmes sites de fixation apoplasmique. Selon Haouala et al., (2007)

Des résultats similaires ont été rapportés chez le blé par (Hu et al., 2005). Qui ont montré que, sous l'effet des traitements salins, le sodium se concentre dans les tissus, alors que la concentration en potassium diminue. En effet, en présence de  $NaCl$ , la plante absorbe le  $Na^+$  et réduit l'absorption de  $K^+$  (Nguyen-Queyrens et al., 1995). Selon (El fakhri et al., 2011). L'accumulation des ions  $Na^+$  dans la plante limite l'absorption des cations indispensables tels que  $K^+$  et  $Ca^{2+}$ . Ce déséquilibre nutritionnel est une cause possible des réductions de croissance en présence de stress lorsque des ions essentiels comme  $K^+$ ,  $Ca^{2+}$  deviennent limitant.

Weimberg et al. (1984) a montré que la tolérance à la salinité chez le blé serait due à une forte sélectivité en faveur de  $K^+$  témoignant de l'aptitude de cette espèce à discriminer le  $K^+$  et le  $Na^+$  au niveau de l'absorption racinaire et du transport dans les parties aériennes.

Ce phénomène a été expliqué par une interaction compétitive entre le  $Na^+$  et le  $K^+$  et l'inhibition de la rétention du potassium en présence de fortes concentrations en  $Na^+$

(Jeschke, 1984 ; Rengel, 1992) Cet antagonisme entre les cations  $K^+$  et  $Na^+$  est un des caractères communs aux halophytes.

## VII-4- les paramètres biochimiques

### VII-4-1- Effet de la salinité sur la teneur de proline des feuilles

Les résultats exprimant la teneur de proline des feuilles sont représentés dans les tableaux VII-40, -41, VII-42 illustrés par l'histogramme figure VII-16.

L'analyse de la variance révèle l'influence très hautement significative aussi bien des effets simples (espèce et salinité), que l'effet interaction entre ces deux facteurs,

Tableau VII-40 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline des feuilles (effet traitement salin).

Traitement	Teneur de proline des feuilles					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85Mm
	1.183± 0.176	3.5± 0.297	7.042± 1.239	7.412± 0.676	8.852± 0.871	7.153± 0.276
	D	C	B	B	A	B

p=0.00

#### a-Effet salinité

Une différence très hautement significative entre les différents traitements à été montrée par le test globale, la teneur en proline des feuilles suit le niveau de stress appliqué ; plus le stress est intense plus les feuilles se charge en proline.

Le test de Newman et Keuls précise que les valeurs les plus élevées en proline sont assignées aux traitements les plus chargés en NaCl (51mM, 68 et 85mM) pour des teneurs allant de 7.04 à 8.85  $\mu\text{g}/100\text{mg}$  de MF, les plus faibles teneurs sont exprimées par le traitement témoin pour une valeur de 1.18 $\mu\text{g}/100\text{mg}$  de MF.

Tableau VII-41 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de teneur de proline des feuilles (effet espèce)

Espèce	Teneur de proline des feuilles	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	4.651± 0.673	7.063± 0.642
	B	A
P =0.00		

**b-Effet Espèce**

La teneur en proline est très influencée par l'effet espèce, l'*Artemisia campestris* accumule plus de proline que l'*Artemisia herba alba* avec un taux d'augmentation de 52%. le test de précision de Newman et Keuls faite ressortir 2 groupes distinctes A et B

Tableau VII-42 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de Teneur de proline des feuilles (effet interaction traitement salin×espèce).

Salinité × espèce	Teneur de proline des feuilles					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85Mm
AH	1.333± 0.27	1.267± 0.15	5.36± 1.383	7.04± 0.911	8.323± 0.996	4.58± 0.157
	F	F	E	CD	ABC	E
AC	1.033± 0.065	5.733± 0.444	8.723± 1.387	7.783± 0.559	9.38± 0.95	9.727± 0.407
	F	DE	ABC	BC	AB	A
p=0.00001						

**c-Effet Interaction : salinité × espèce**

L'analyse de la variance à montrer une différence très hautement significative de l'effet interaction Salinité × espèce sur la teneur en proline des feuilles. Le NaCl affecte sensiblement l'accumulation de proline dans les feuilles des deux espèces d'*Artemisia*, plus le milieu est riche en sel plus la teneur en proline des feuilles est élevée. Une accumulation plus intense à été enregistrée chez l'armoise rouge dès l'application du stress, en revanche cette augmentation n'a été significativement importante qu'à partir du traitement 34mM chez l'armoise blanche. Sous la contrainte saline les teneurs enregistrées chez l'armoise rouge dépassent largement ceux enregistrées chez l'armoise blanche, alors que sous le traitement témoin les deux espèces expriment une teneur en proline statistiquement identique.

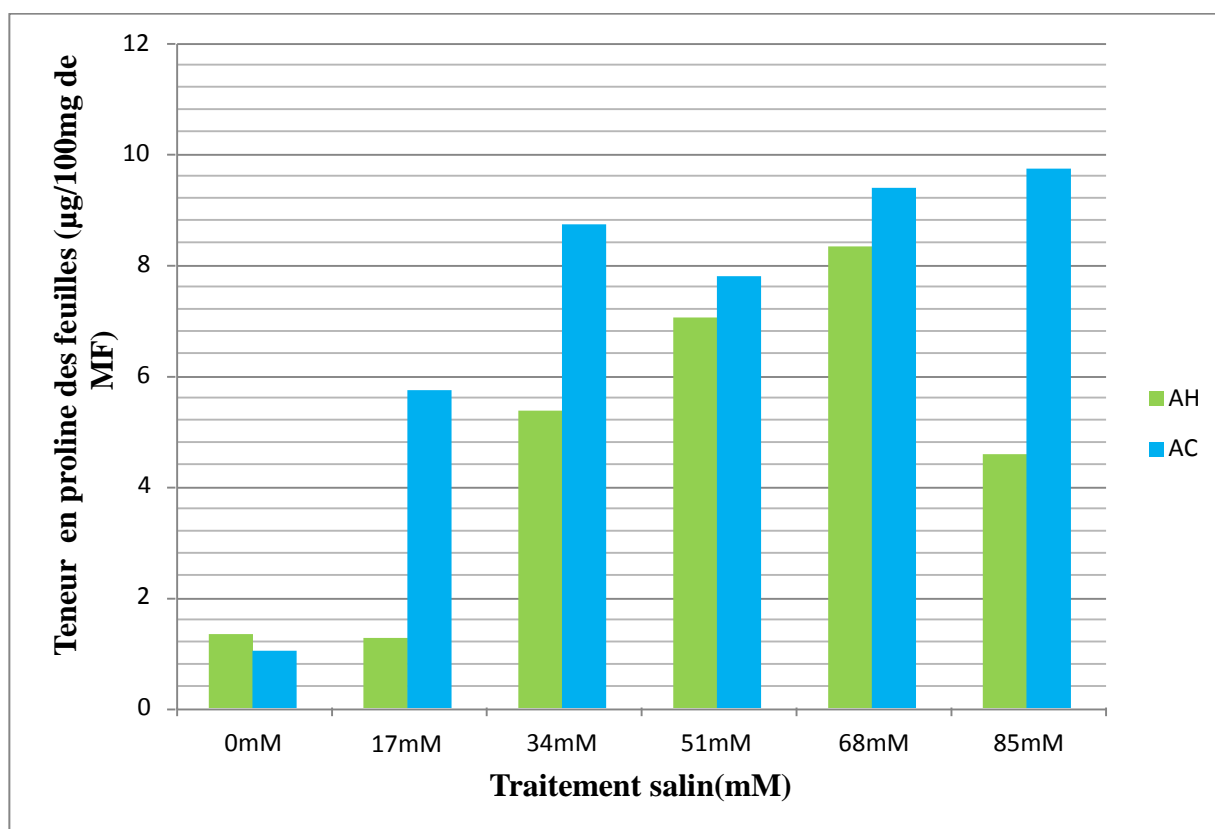


Figure VII-16: Effet de la salinité sur la teneur de proline des feuilles chez les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

### VII-4-2- Effet de la salinité sur la teneur de proline des racines

Les résultats relatifs à la teneur en proline des racines donnés dans les tableaux VII-43, VII-44 et VII-45 et sont illustrées par l'histogramme figure VII-17. L'analyse de la variance nous a montré une différence non significative pour l'effet espèce. Quant au facteur salinité et l'interaction entre celui-ci et l'espèce, la différence est très hautement significative.

Tableau VI-43 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline de racines (effet traitement salin)

Traitement	Teneur de proline des racines					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	1.465± 0.201	1.445± 0.422	2.35± 0.119	4.548±2.447±2.895± 0.287	0.555	0.403
	C	C	B	A	B	B
p=0.00						

#### **a-Effet de salinité**

La salinité affecte remarquablement la teneur en proline des racines. la teneur en proline des racines n'est remarquablement influencé par la salinité qu'à partir du traitement 34mM en NaCl, cette accumulation s'accroît avec le stress puis elle diminue sensiblement à partir du traitement 68Mm. trois groupes homogènes sont affichés par le test de précision de Newman et Keuls

Tableau VII-44 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline des racines (effet espèce)

Espèce	Teneur de proline des racines	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	2.537± 0.376	2.513± 0.3
P =0.85218		

**b-Effet de l'espèce**

Aucune différence significative n'a été montrée par l'analyse de la variance pour l'effet espèce.

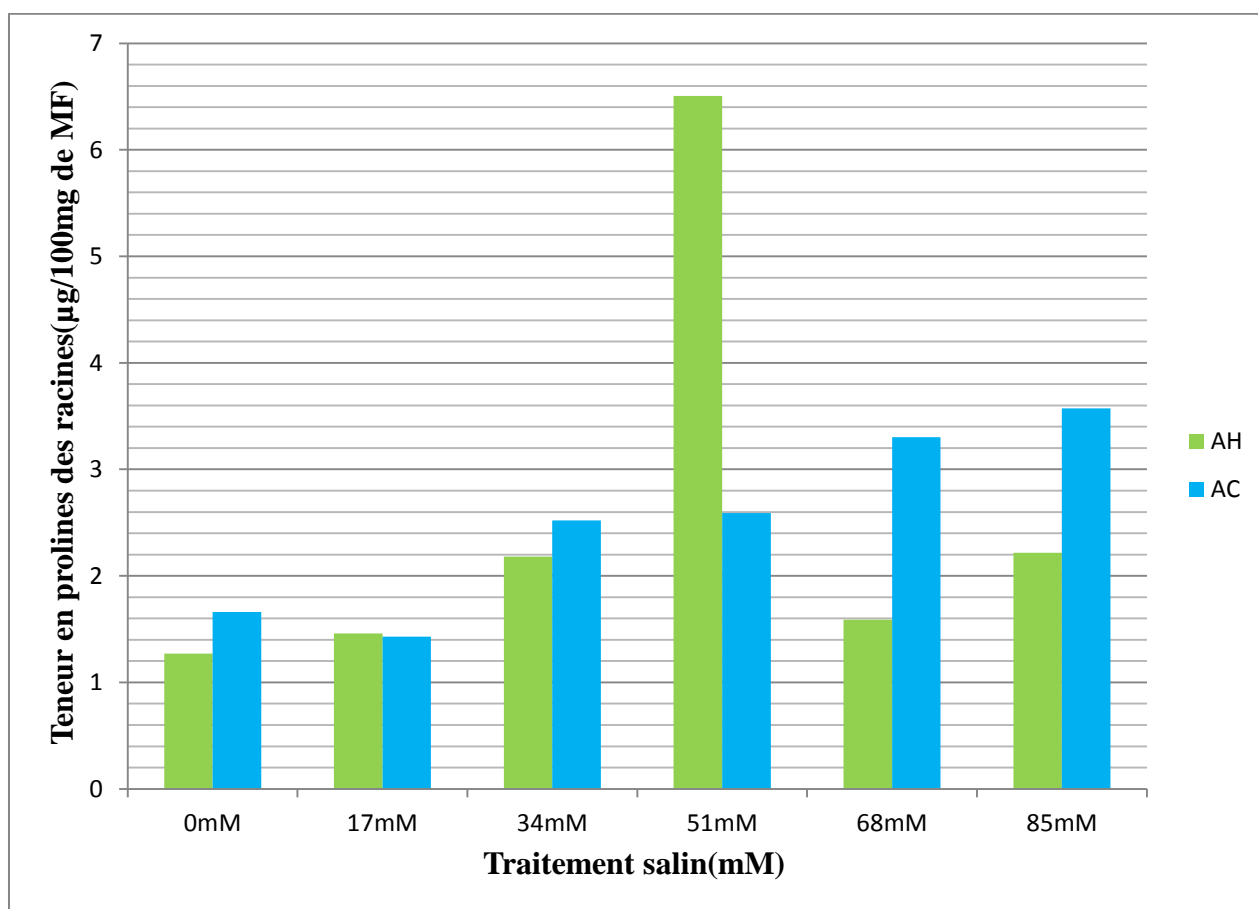
Tableau VII-45 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur de proline des racines (effet interaction traitement salin× espèce).

Salinité × espèce	Teneur de proline des racines					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85mM
AH	1.27± 0.026 E	1.46± 0.44 E	2.18± 0.113 DE	6.507± 0.15 A	1.59± 0.823 DE	2.217± 0.544 DE
	AC	1.66± 0.317 DE	1.43± 0.502 E	2.52± 0.151 CD	2.59± 0.429 CD	3.303± 0.304 BC
p=0.00						

**c- Effet interaction traitement salin × espèce**

L'effet interaction sur la teneur en proline des racines est très hautement significatif. D'une manière générale la teneur en proline des racines est proportionnelle à la concentration du milieu en NaCl. Un comportement distinct entre les deux espèces a été manifesté.

Chez l'*Artemisia herba alba*, la teneur en proline des racines ne s'accroît qu'à partir du traitement 34mM, cette teneur reste presque stable pour les autres niveaux de stress appliqué, en revanche chez l'*Artemisia campestris* la teneur en proline est linéaire avec la concentration du milieu en sels.



**Figure VII-17:** effet de la salinité sur la Teneur de proline des racines chez les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

## Discussion

Nous résultats ont montré que, les concentrations salines appliquées provoquent une augmentation des teneurs en proline, les teneurs en proline sont très importantes au niveau des plantes stressées par rapport aux plantes témoins ,ceux-ci pour les deux espèces , l'accumulation de proline est plus importante au niveau des feuilles qu'aux racines , *L'Artemisia campestris* affiche des teneurs en proline plus importantes très important que *L'Artemisia herba alba* quelque soit l'organe considéré .

Ces résultat confirmée par Belfakih et al,( 2013) qui montrent que les teneurs en proline augmentent dans tous les feuilles et les racines avec l'importance du sel dans le milieu de culture, ces résultats montrent aussi que les feuilles du bananier sont plus riches en proline que les racines, Dans ce contexte, l'accumulation de proline permet la protection de la membrane cellulaire et participe à l'ajustement osmotique (Hassani et al., 2008).

L'augmentation de la teneur en proline induite par le stress, peut être le résultat de trois processus complémentaires: stimulation de sa synthèse (Morris et al ,1969; Boggess et al, 1976), inhibition de son oxydation (Stewart et al, 1977; Rayapati et al, 1991) et/ou altération de la biosynthèse des protéines (Stewart et al, 1977).

Si plusieurs auteurs ont lié l'accumulation de la proline à la tolérance des plantes à la salinité, (Rhodes et Handa 1989; Delauney et Verma 1993), d'autres rapportent l'absence de cette corrélation (Perez-Alfocea et al. 1993; Guerrier 1998).

### VII-4-3-Effet de la salinité sur la teneur en sucre des feuilles

Les résultats de ce paramètre sont groupés dans les tableaux VII-46, VII-47, VII-48, illustrés par l'histogramme figure VII-18.

Une différence hautement significative été révélée par l'analyse de la variance autant pour les effets simples à savoir salinité et espèce, que pour l'effet interaction entre ceux-ci sur la teneur en sucres des feuilles.

Tableau VII-46 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des feuilles (effet traitement salin)

Traitement	Teneur en sucre des feuilles					
	0Mm	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
	4.885± 0.553	9.818± 0.854	12.558± 0.89	11.347± 1.013	10.157± 1.335	11.355± 0.651
	C	B	A	AB	B	AB
p=0.00						

**a-Effet salinité**

L'effet salinité est très hautement significatif entre les différents traitements. Au fur et à mesure que le stress s'accroît les feuilles accumulent plus de sucres. Les plus fortes teneurs sont enregistrées au niveau du traitement 34mM pour une teneur de 12.55µg/100mg de MF, puis ces teneurs se stabilisent au tour de 11.34 µg/100mg de MF pour les autres traitements.

Tableau VII-47 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des feuilles (effet espèce).

Espèce	Teneur en sucre des feuilles	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	5.281± 0.719	14.759± 0.985
	B	A
P =0.00		

**b-Effet espèce**

Les deux espèces expriment des teneurs en sucres très différentes, l'*Artemisia campestris* enregistre une teneur en sucres largement plus importante à celle enregistrée chez l'*Artemisia herba alba* pour des teneurs de 14.75 et 5.28  $\mu\text{g}/100\text{mg}$  de MF respectivement. .

Tableau VII-48 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des feuilles (effet interaction traitement salin  $\times$  espèce).

Salinité $\times$ espèce	Teneur en sucre des feuilles					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68Mm	85mM
AH	5.03 $\pm$ 0.723	6.547 $\pm$ 1.121	8.47 $\pm$ 0.801	5.823 $\pm$ 0.908	3.41 $\pm$ 1.059	2.403 $\pm$ 0.169
	EF	E	D	E	FG	G
AC	4.74 $\pm$ 0.49	13.09 $\pm$ 0.753	16.647 $\pm$ 1.157	16.87 $\pm$ 1.32	16.903 $\pm$ 1.826	20.307 $\pm$ 1.015
	EF	C	B	B	B	A

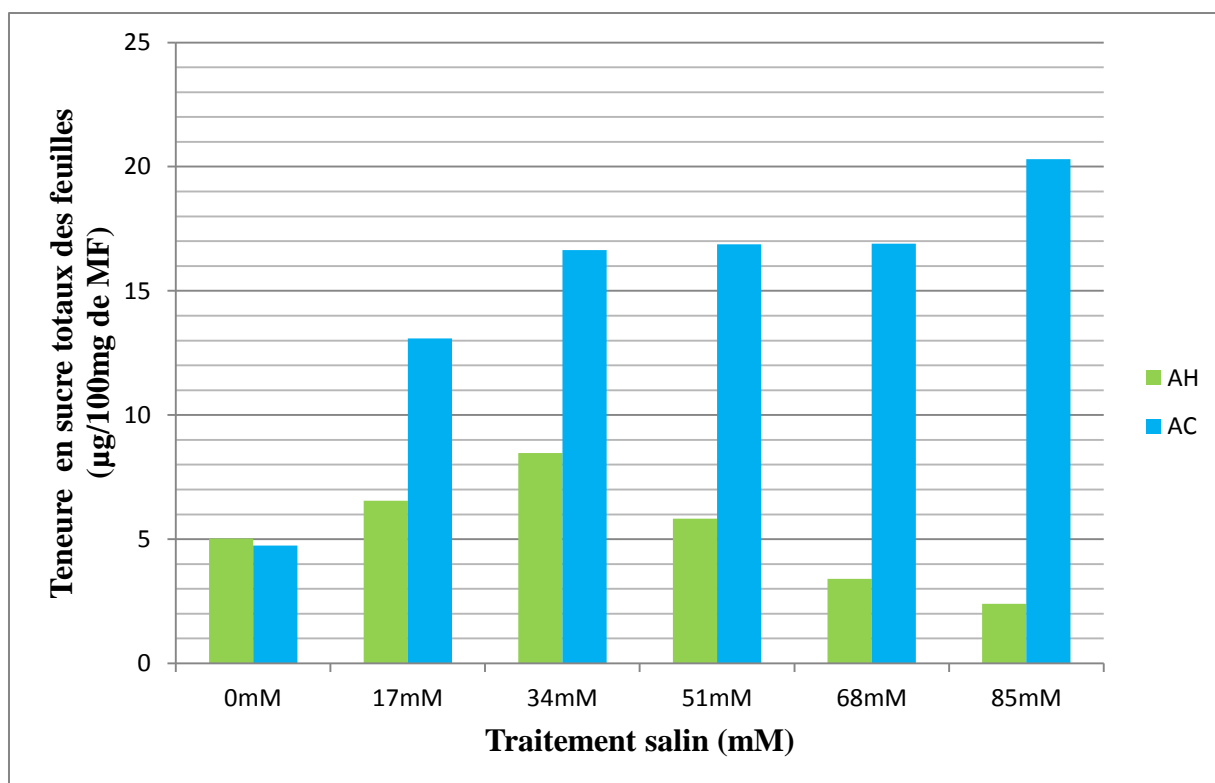
p=0.00

**c-Effet interaction traitement salin  $\times$  espèce**

L'effet combiné des deux facteurs salinité  $\times$  espèce est très hautement significative.

Les deux espèces réagissent différemment, chez l'*Artemisia herba alba* l'accumulation des sucres s'accroît jusqu'au traitement 34mM pour des valeurs de 8.47  $\mu\text{g}/100\text{mg}$  de MF, puis ces teneurs diminuent au fur et à mesure que le stress est intense pour atteindre les valeurs les plus faibles estimées à 2.40  $\mu\text{g}/100\text{mg}$  de MF.

Chez l'*Artemisia campestris* une augmentation remarquable est enregistrée dès l'application du stress (17mM) avec un taux d'augmentation estimée à 174%, cette augmentation en sucres des feuilles s'accroît avec le stress pour atteindre les plus fortes teneurs chez le traitement le plus sévère à savoir 85mM en NaCl.



**Figure VII-18:** Effet la salinité sur la Teneur en sucre des feuilles pour les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

#### VII-4-4-Effet de la salinité sur la teneur en sucre des racines

Les différents résultats exprimant la teneur des racines en sucres totaux sont exprimés dans les tableaux VII-49, VII-50 et VII-51 ; illustrés par l'histogramme VII-19.

L'analyse de la variance a toujours révélé l'existence d'une différence très hautement significative aussi bien pour les effets simples (salinité et espèce) que pour l'effet combiné des deux facteurs (salinité× espèce)

Tableau VII-49 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des racines (effet traitement salin)

Traitement	Teneur en sucre des racines					
	0mM	17mM	34mM	51mM	68mM	85mM
1.867±	7.385±	7.303±	8.16±	11.653±	18.865±	
	0.496	1.094	1.004	1.461	1.547	2.074
	D	C	C	C	B	A

p=0.00

**a-Effet salinité**

L'analyse de la variance révélée l'existence d'une différence très hautement significative entre les différents niveaux de salinité, le NaCl affecte manifestement la teneur en sucres des racines. Plus le stress est important plus la teneur en sucres s'élève. L'application de la première concentration saline (17mM) affecte sensiblement le niveau de sucres dans les racines passant de 1.86 µg/100mg de MF à 7.38 µg/100mg de MF (pour un taux d'augmentation de 300%). les plus fortes valeurs sont affichées chez le traitement le plus contraignant en sel à savoir 85mM pour une valeur de 18.86 µg/100mg de MF.

Tableau VII-50 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des racines (effet espèce)

Espèce	Teneur en sucre des racines	
	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
	6.537±	11.874 ±
	0.632	1.708
	B	A

P =0.00

**b-Effet espèce**

Une différence très hautement significative à été révélée par l'analyse de la variance entre les deux espèces, *l'Artemisia campestris* enregistre la teneur des racines la plus élevée en sucre (groupe A), tandis que la plus faible teneur est affichée par *l'Artemisia herba alba* (groupe B).

Tableau VII-51 : Moyennes et résultats de l'analyse de la variance de la teneur en sucre des racines (effet interaction traitement salin×espèce).

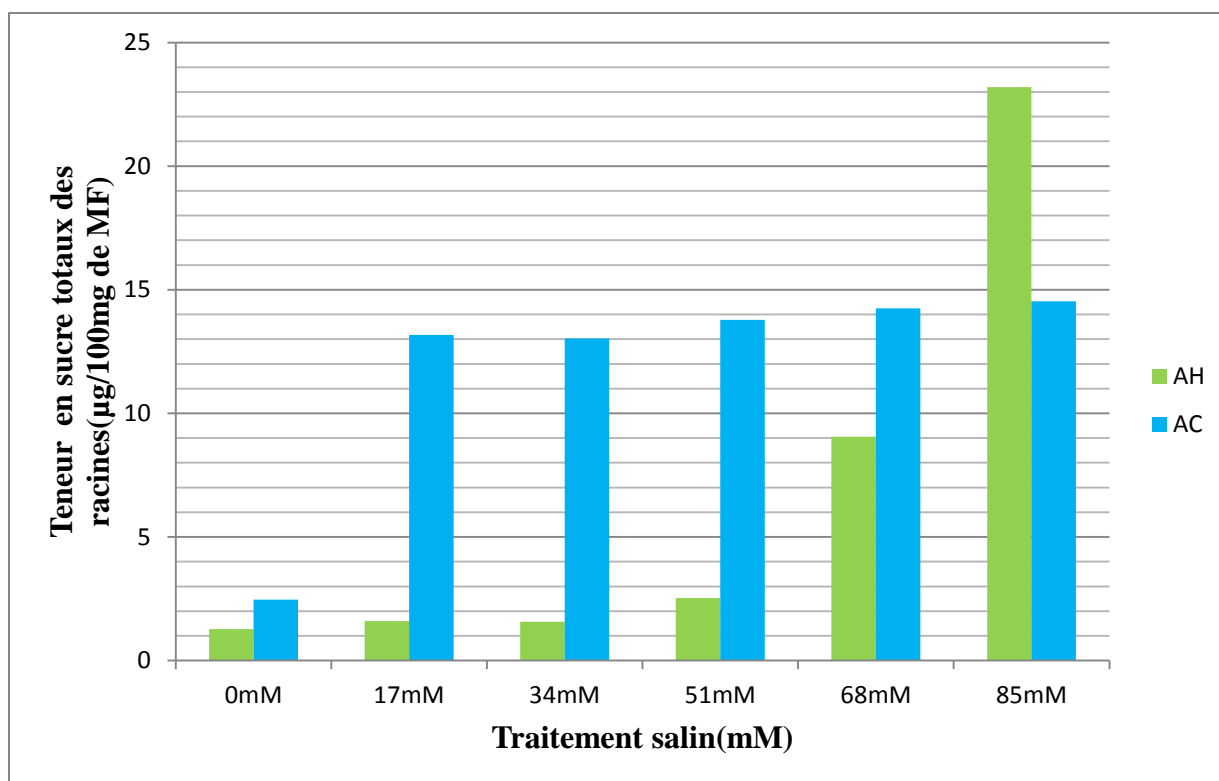
Salinité × espèce	Teneur en sucre des racines					
	0mM	17mM	34Mm	51mM	68mM	85mM
AH	1.27± 0.147	1.593± 0.214	1.573± 0.414	2.533± 0.61	9.053± 1.204	23.2± 1.154
	D	D	D	D	C	A
AC	2.463± 0.771	13.177± 1.716	13.033± 1.533	13.787± 2.227	14.253± 2.129	14.53± 3.069
	D	B	B	B	B	B

p=0.00

**c-Effet interaction traitement salin× espèce**

L'analyse du test globale à montrée une différence très hautement significative entre les différents traitements. Chez *l'Artemisia herba alba* les premiers niveaux (0, 17,37 et 51mM) de salinité n'induit aucun changement en sucres des racines (tous les traitements sont affectés au même groupe : D), c'est à partir du traitement 68mM en NaCl que l'accumulation devient notable pour atteindre les plus fortes teneurs (23.2 µg/100mg de MF) chez le traitement le plus sévère à savoir 85mM.

En revanche chez *l'Artemisia campestris*, dès que le stress est induit (17mM) les racines affichent des teneurs remarquable allant de 2.46 µg/100mg de MF à 13.17 µg/100mg de MF, puis cette accumulation reste statistiquement stable pour les autres niveaux de stress (17,34, 51, 68,85mM en NaCl) et qui partagent tous le même groupe homogène : B



**Figure VII-19:** Effet de la salinité sur la teneur de sucre des racines chez les deux espèces *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*.

### Discussion

Nous résultats ont montré que les concentrations salines appliquées provoquent une augmentation remarquable en sucres, les teneurs en sucres sont très important au niveau des plantes stressées, ceci est valable pour les deux espèces, l'accumulation de sucre est plus importante dans les feuilles que dans les racines, en considérant l'espèce *Artemisia campestris* accumule plus de sucres que l'*Artemisia herba alba*.

Chez les plantes, les sucres sont nécessaires pour soutenir la croissance et la régulation de l'expression génique (Ho et al, 2001). Ils sont également considérés comme de bons osmorégulateurs (Clifford et al,1998; Bouatrous et al ,2013) qui peuvent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique et l'adaptation des plantes au stress osmotique (Morgan et al,1984).

Udomchalothorn et al, (2009) observent chez les plantes de riz soumises à un stress salin une diminution de l'activité du fructose 2-6-biphosphate, conduisant à une accumulation de saccharose et contribuant ainsi à l'augmentation de la tolérance au sel.

La teneur en sucres solubles est considérée comme un critère efficace pour détecter la tolérance aux stress abiotiques. L'accumulation des sucres est suggérée comme indice de résistance non seulement au stress salin mais également au stress hydrique du fait que la salinité est également une sécheresse de type physiologique (Munns et al., 2006).

La synthèse des sucres solubles est, dans ce cas, une caractéristique adaptative des espèces vis-à-vis de la salinité.

## Conclusion Générale

Plusieurs mécanismes rendent compte de la capacité d'adaptation des plantes à la salinité. Des expériences ont été réalisées au laboratoire sur deux espèces du genre *Artemisia* à savoir : *Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris* , afin d'étudier leurs comportement vis à vis de du stress salin et de faire une analyse comparative en les deux espèces étudiées.

Au terme de cette étude et à travers les résultats obtenus, nous soulignons d'emblée, l'existence de plusieurs réponses chez les deux espèces d'*Artemisia* à la contrainte saline. Ces réponses se rapportent aussi bien aux effets simples (salinité et espèce) que pour l'effet combiné des deux facteurs .concernant la germination, malgré l'absence de l'effet interaction sur le taux germination il faut souligner que l'*Artemisia campestris* exprime une germination meilleur par rapport à l'*Artemisia herba alba*

Concernant la germination malgré l'effet dépressif du NaCl sur la germination des graines, aucune différence n'a été révélée entre les deux espèces sous l'effet de la salinité. Pour la teneur en chlorophylle des taux de diminution de 50% ont été enregistrés chez les deux espèces malgré cela aucune différence statistique n'a été montrée. La teneur relative en eau n'a pas été affectée sous la contrainte saline avec des teneurs de 80 à 55 % pour les traitements les plus sévères (85mM)., néanmoins il faut souligner que l'armoise rouge garde un contenu relatif en eau meilleur à celui affiché par l'armoise blanche .

Pour la perméabilité membranaire malgré l'absence de l'effet interaction sur la fuite en électrolytes, la salinité à induit des augmentations notables en électrolytes sous l'effet de la salinité avec des taux estimés à 32%.

Pour l'ensemble des résultats concernant les paramètres morphologiques l'effet niveau de salinité été très hautement significatif pour la quasi-totalité des variables analysés. En effet nous avons constaté un effet dépressif de la salinité sur la croissance caulinaire chez les deux espèces, avec une action plus remarquable sur l'armoise rouge pour des taux de diminution plus important évalués à 85%. On a noté aussi une diminution de la biomasse totale fraîche chez les deux espèces avec des effets plus notables chez l'*Artemisia campestris* pour une diminution estimée à 60 % contre une diminution de 40% chez l'*Artemisia herba alba*. La matière sèche des vitroplants des deux espèces analysées est défavorablement affectée par la salinité notamment chez les traitements les plus sévères pour des valeurs oscillant de 0.003 à 0.006 g.

Pour l'ensemble des résultats relatifs aux paramètres de l'ajustement osmotique, l'accumulation de la proline des feuilles se manifeste notablement chez les deux espèces avec une réponse prolinique plus accentuée chez l'*Artemisia campestris*. Pour la proline au niveau des racines, chez l'armoise blanche l'accumulation ne se manifeste qu'à partir de 34mM, alors que chez l'armoise rouge l'accumulation est linéaire avec la sévérité du stress. Sous la contrainte saline la teneur des feuilles en proline est plus élevée à celle des racines

La cinétique de l'accumulation des sucres totaux des feuilles sous l'effet de la salinité est distincte entre les deux espèces, chez l'*Artemisia herba alba* l'accumulation s'intensifie au traitement 34mM puis en remarque une diminution notable au fur et mesure que le stress s'intensifie, par contre chez l'*Artemisia campestris* l'accumulation des sucres des feuilles va dans le sens du stress dès l'application du stress. Pour les racines, chez l'armoise blanche les sucres totaux ne s'accumulent que pour les plus fortes concentrations (68 et 85mM), par contre chez l'armoise rouge dès que le sel est présent dans le milieu de culture les racines se chargent en sucres.

La teneur en sodium des feuilles et des racines s'accroît avec le niveau du stress chez l'*Artemisia campestris*, en revanche chez l'*Artemisia herba alba* les feuilles et les racines se chargent en sodium à 17mM en NaCl puis cette accumulation décroît pour les autres traitements salins.

Quant au potassium, nous avons noté chez l'*Artemisia campestris* une diminution qui devient de plus en plus importante pour atteindre les plus faibles valeurs (29.19 meq/100mgde MS) pour des niveaux de stress sévère (85mM) par contre chez l'*Artemisia herba alba* au fur et mesure que le stress devient sévère les vitroplants enregistrent des teneurs en K<sup>+</sup> plus élevées affichant des teneurs maximales de 61.16 meq/100mgde MS. au niveau des racines le potassium diminue avec la sévérité du stress ceci est valable pour les deux espèces .

Une analyse plus approfondie à l'échelle biochimique (antioxydants enzymatiques et non enzymatiques) et moléculaire (gènes candidats d'adaptation à la salinité) est souhaitable pour bien cerner le comportement des deux espèces sous la contrainte saline.

# **Annexes**

○ **Dosages de proline**

La proline est dosée par la méthode de Troll et Lindsley(1954), simplifiée et mise au point par Drier et Goring(1974).cette méthode se base sur la coloration rouge produite par l'interaction de la proline avec de la ninhydrine dans un tampon acide.la lecture de la DO se fait à528nm.

La teneur en proline est donnée par l'équation  $Y=2*1000X/MF*115.13$

- Y=teneur en proline
- 115.13=masse molaire de la proline
- MF=masse de matière fraiche.

○ **Le dosage en Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>**

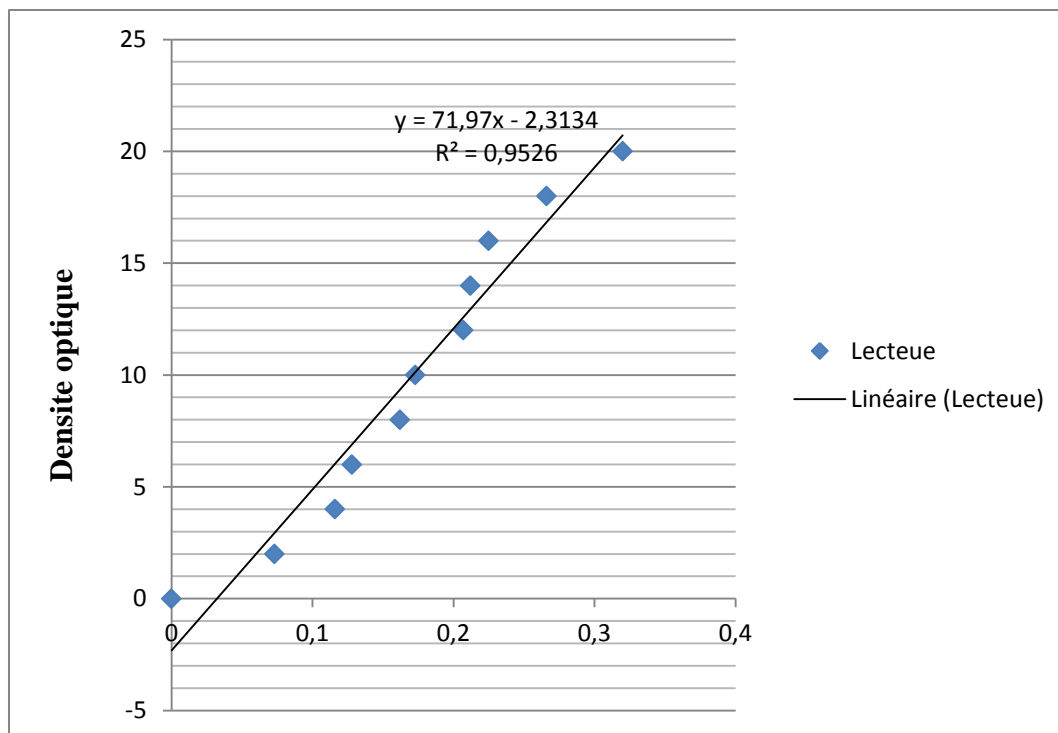
Une gamme étalon a été préparée pour chaque élément (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>), Les éléments minéraux (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>) sont dosés par spectrophotométrie de flamme.

Avant séchage du matériels végétales se effectue un rinçage des racines par l'eau distillée 3 fois et séchées par papier filtre et puis mettre les matériels végétal (racines et feuilles) dans étuve à 70°C pendant 2 jours.

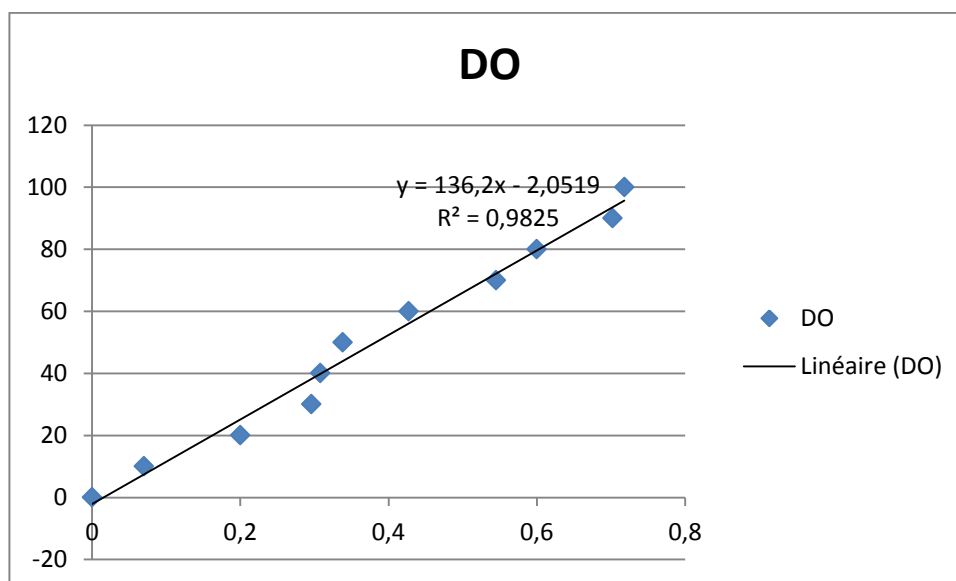
Après 2 jours, prépare l'extrait végétal à partir de (100mg) matériel végétal séché obtenue agite avec 10ml d'acide nitrique 0.5mM et pose dans l'étuve à 80°C durant 1 heure mélanger l'extrait végétal et filtrés.

○ **Dosage des sucres totaux**

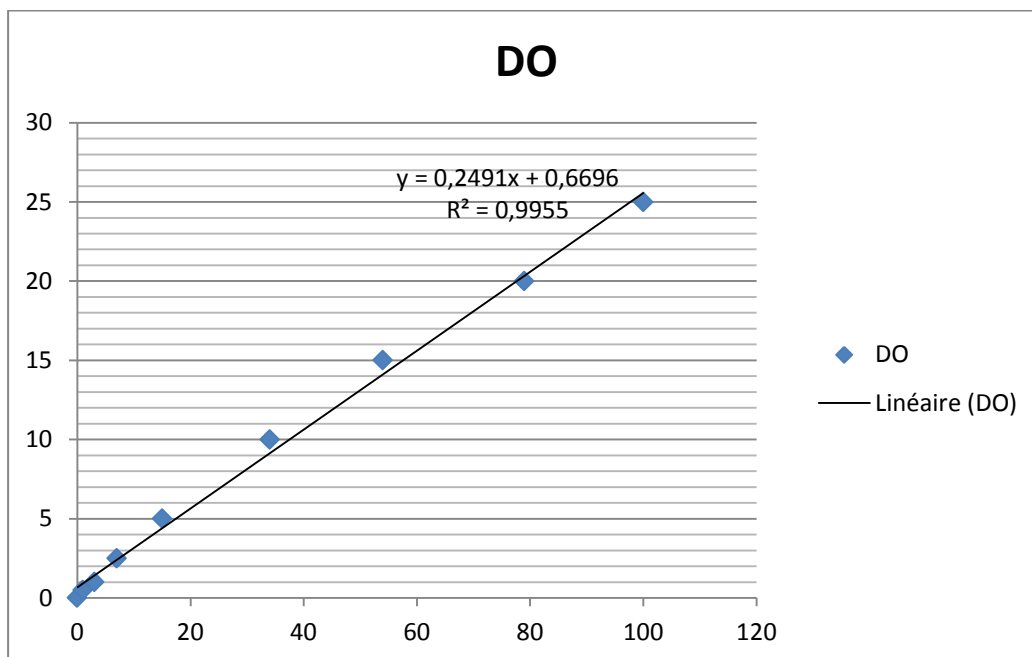
Les sucres solubles sont dosés par la méthode de DREYWOOD(1946) modifiée par SHIENDS et BURNETT(1960) ; la réaction est basé sur la coloration des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique, qui très concentré, transforme à chaude les glucides en dérivés sulfurique se colorant en bleu-vert avec l'anthrone.



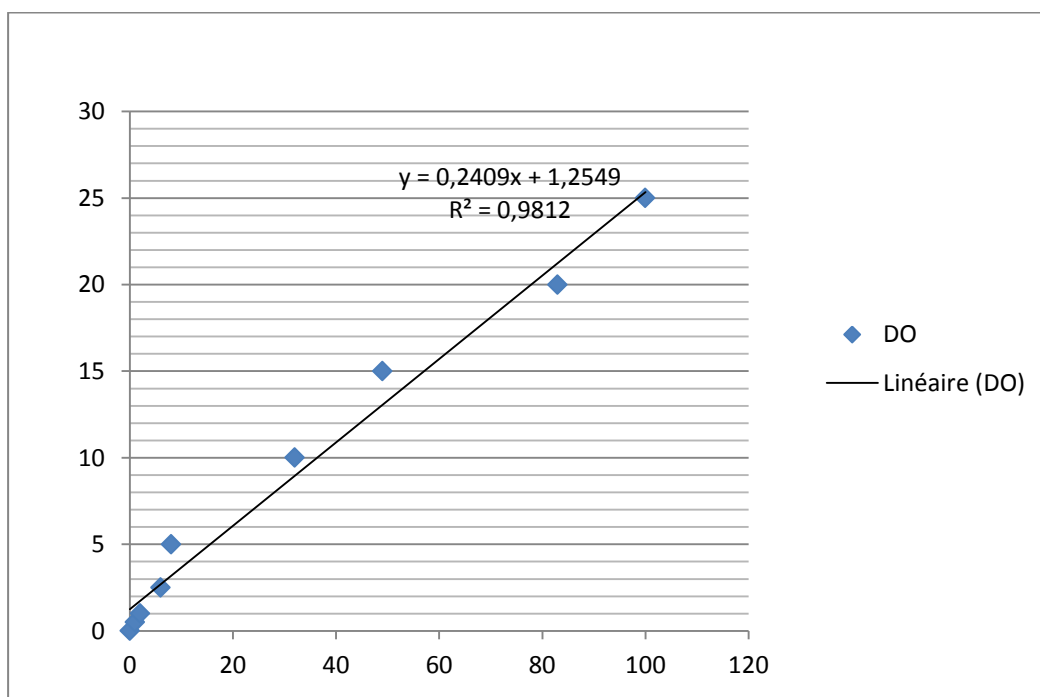
**Courbe01 : le courbe étalon du dosage de la proline.**



**Courbe 02 : Le courbe étalon du dosage des sucres totaux**



**Courbe 03 : le courbe étalon du dosage des ions  $K^+$**



**Courbe 04 : le courbe étalon du dosage des ions  $Na^+$**



Figure01 : Les feuilles dans l'eau pour mesure la teneur relative en eau



Figure02 : test de germination.



Figure03 : incubation les graines dans Incubateur.



Figure05: photo des étalons pour dosages  
Les ions



Figure 04 : photo des étalons de proline



Figure06 : photo étalon des sucre totaux



Figure07 : l'extrait de feuille et proline



Figure 08: dosages des feuilles chlorophylles



Figure09 : la lecture de la DO par spectrophotomètre.



Figure10 : dosages des proline



Figure 11: les extraits des racines et feuilles pour la dosage des sucres totaux



Figure12 : vitro-plante d'*Artemisia Campestris*.



Figure13 : vitro-plante d'*Artemisia herba alba*

ANNEXE : les analyses de variances pour le stress salin

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la longueur des tiges.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	166,119	71	2,34				
VAR.FACTEUR 1	70,665	5	14,133	19,511	0		
VAR.FACTEUR 2	25,087	1	25,087	34,633	0		
VAR.INTER F1*2	26,906	5	5,381	7,429	0,00002		
VAR.RESIDUELLE 1	43,462	60	0,724			0,851	36,15%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la longueur de racines.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	229,175	71	3,228				
VAR.FACTEUR 1	53,955	5	10,791	5,365	0,00042		
VAR.FACTEUR 2	37,845	1	37,845	18,814	0,00009		
VAR.INTER F1*2	16,685	5	3,337	1,659	0,15749		
VAR.RESIDUELLE 1	120,69	60	2,012			1,418	33,18%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur le poids frais total.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,612	71	0,009				
VAR.FACTEUR 1	0,387	5	0,077	89,163	0		
VAR.FACTEUR 2	0,044	1	0,044	51,119	0		
VAR.INTER F1*2	0,129	5	0,026	29,701	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,052	60	0,001			0,029	29,37%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur le poids sec total.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,006	71	0				
VAR.FACTEUR 1	0,004	5	0,001	39,46	0		
VAR.FACTEUR 2	0	1	0	6,061	0,01598		
VAR.INTER F1*2	0,001	5	0	10,076	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,001	60	0			0,004	35,60%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la surface foliaire.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	4900,972	35	140,028				
VAR.FACTEUR 1	4385,138	5	877,028	199,829	0		
VAR.FACTEUR 2	200,694	1	200,694	45,728	0		
VAR.INTER F1*2	209,806	5	41,961	9,561	0,00005		
VAR.RESIDUELLE 1	105,334	24	4,389			2,095	11,01%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la perméabilité membranaire.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5225,54	35	149,301				
VAR.FACTEUR 1	3435,455	5	687,091	13,172	0		
VAR.FACTEUR 2	382,531	1	382,531	7,333	0,01185		
VAR.INTER F1*2	155,648	5	31,129	0,597	0,7046		
VAR.RESIDUELLE 1	1251,906	24	52,163			7,222	10,46%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la teneur en chlorophylle.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	123,447	35	3,527				
VAR.FACTEUR 1	98,188	5	19,638	20,43	0		
VAR.FACTEUR 2	1,346	1	1,346	1,4	0,24713		
VAR.INTER F1*2	0,843	5	0,169	0,175	0,9673		
VAR.RESIDUELLE 1	23,069	24	0,961			0,98	16,49%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la teneur relative en eau.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	7979,811	35	227,995				
VAR.FACTEUR 1	971,245	5	194,249	1,343	0,28002		
VAR.FACTEUR 2	3003,95	1	3003,95	20,771	0,00016		
VAR.INTER F1*2	533,666	5	106,733	0,738	0,60415		
VAR.RESIDUELLE 1	3470,95	24	144,623			12,026	15,69%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la teneur de sodium des feuilles.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	25546,53	35	729,901				
VAR.FACTEUR 1	7646,25	5	1529,25	134,695	0		
VAR.FACTEUR 2	4965,549	1	4965,549	437,361	0		
VAR.INTER F1*2	12662,24	5	2532,449	223,056	0		
VAR.RESIDUELLE 1	272,482	24	11,353			3,369	5,49%

Analyse de variance : Effet de la salinité sur la teneur de sodium des racines.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	14952,48	35	427,214				
VAR.FACTEUR 1	2229,191	5	445,838	50,173	0		
VAR.FACTEUR 2	3866,967	1	3866,967	435,172	0		
VAR.INTER F1*2	8643,053	5	1728,611	194,53	0		
VAR.RESIDUELLE 1	213,266	24	8,886			2,981	3,69%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la teneur de potassium des feuilles.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	4139,489	35	118,271				
VAR.FACTEUR 1	86,598	5	17,32	2,706	0,04444		
VAR.FACTEUR 2	199,704	1	199,704	31,204	0,00001		
VAR.INTER F1*2	3699,587	5	739,917	115,612	0		
VAR.RESIDUELLE 1	153,6	24	6,4			2,53	5,32%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la teneur de potassium des racines

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	6159,586	35	175,988				
VAR.FACTEUR 1	4761,894	5	952,379	193,586	0		
VAR.FACTEUR 2	1010,387	1	1010,387	205,377	0		
VAR.INTER F1*2	269,233	5	53,847	10,945	0,00002		
VAR.RESIDUELLE 1	118,072	24	4,92			2,218	7,89%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la teneur de proline des feuilles.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	355,192	35	10,148				
VAR.FACTEUR 1	251,206	5	50,241	81,908	0		
VAR.FACTEUR 2	52,393	1	52,393	85,417	0		
VAR.INTER F1*2	36,872	5	7,374	12,023	0,00001		
VAR.RESIDUELLE 1	14,721	24	0,613			0,783	13,37%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la teneur de proline des racines.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	73,856	35	2,11				
VAR.FACTEUR 1	39,346	5	7,869	48,019	0		
VAR.FACTEUR 2	0,005	1	0,005	0,033	0,85218		
VAR.INTER F1*2	30,572	5	6,114	37,311	0		
VAR.RESIDUELLE 1	3,933	24	0,164			0,405	16,03%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la teneur des sucres totaux des feuilles.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1345,347	35	38,439				
VAR.FACTEUR 1	218,478	5	43,696	41,461	0		
VAR.FACTEUR 2	808,643	1	808,643	767,291	0		
VAR.INTER F1*2	292,933	5	58,587	55,591	0		
VAR.RESIDUELLE 1	25,293	24	1,054			1,027	10,25%

Analyse de la variance : Effet de la salinité sur la teneur des sucres totaux des racines.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1767,155	35	50,49				
VAR.FACTEUR 1	967,09	5	193,418	82,304	0		
VAR.FACTEUR 2	256,32	1	256,32	109,07	0		
VAR.INTER F1*2	487,345	5	97,469	41,475	0		
VAR.RESIDUELLE 1	56,401	24	2,35			1,533	16,65%

**Reference:**

**Liu, J., Ishitani, M., Halfter, U., Kim, C-S. and Zhu, J-K (2000).** The *Arabidopsis thaliana* SOS2 gene encodes a protein kinase that is required for salt tolerance. *Pro. Natl. Acad. Sci., USA* 97: 3730-34.

(2007). Use of medicinal plants against *scorpionic* and *ophidian* venoms. *Arch. Inst. Pasteur.*

(*Artemisia herba alba*). Thèse de Doctorat. Université de Constantine (Blumwald 2000; ahajan et al. 2008. (Hadji M, 1985)

**130. Zhu J-K., 2002,** Salt and drought stress signal transduction in plants. *An. Rev. Of Plant Biol.* **53**: 247-73. 15(2): 101–109 1984.

2004. Regulation of vacuolar Na<sup>+</sup>/H<sup>+</sup> exchange in *Arabidopsis thaliana* by the salt-overly sensitive (SOS) pathway. *Journal of Biological Chemistry* 279(1): 207-215.

**203:** 683-694.

A., Yenush, L., Bellés, J. M., Brumós, J. and Colmenero-Flores, J. M. 2009. Shared and

**ABASS O.A.,** 2012, Therapeutic effect of *Artemisia herba-alba* aqueous extract added to classical therapy of acquired hyperlipidemia. *Iraqi Journal of community Medicine* 4: 320-323.

**ABDELLATIF R, ATMANE R ,BOUSARHAL A, LEMSELLEK J ,2005,** Évaluation sous serre de la tolérance à la salinité de quelques porte-greffes d'agrumes : *Citrus aurantium* et deux hybrides de *Poncirus trifoliata* (*Poncirus* x *Citrus sinensis* et *Poncirus* x *Mandarinier sunki*), *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 65–73 p .

**ABDELLY C, 2006,** Caractérisation des halophytes pour le dessalement des sols salins et le traitement des eaux salines Rapport d'activités 2007, Centre de biotechnologie à la technopole de Borj-Cedria, Tunisie, pp, 28- 31.

**Abdelly C., M. Lachâal, C. Grignon, A. Soltani & M. Hajji, 1995** Association épisodique d'halophytes stricts et de glycophytes dans un écosystème hydromorphe salé en zone semi-aride. *Agronomie*, 15, 557-586.

*abi1-1* and *abi2-1* protein phosphatase 2C mutants. *The Plant Cell Online* 13(11): 2513-

**AHMAD, I., ET HELLEBUST, J.A., 1988**, The relationship between inorganic nitrogen metabolism and proline accumulation in osmoregulatory responses of two euryhaline microalgae. *Plant Physiol.* 88(2) : 348–354. doi:10.1104/pp.88.2.348. PMID: 16666306.

**AIDOU D. A, 1989**, Les écosystèmes armoise blanche (*artémisia herba*

**Ait HADDOU MOULOUDA M, , BEN YAHIA H, BEN AZZOUZA A, , BENYAHIA H, BOUSRHALB A, 2002**, Effet du stress salin sur l'accumulation de la proline et des sucres solubles dans les feuilles de trois porte-greffes d'agrumes au Maroc, *Fruits*, vol, p 335-340.

*alba* Asso). II: phytomasse et productivité primaire. *Biocénoses*, 1-2: 70-90p.

**ALEM C et AMERI, 2005**, importance de la stabilité des membranes cellulaire dans la tolérance à la salinité chez l'orge, *bioAlliance*, Canada-Morocco Vol.4,N° 1,P20.

ALEM C., M. LABHILILI, K. BRAHMI, M. JLIBENE, N. NASRALLAH, & A. FILALI-MALTOUF, 2002. Adaptations hydrique et photosynthétique du blé dur et du blé tendre au stress salin. *C. R. Biologies*, 325, 1097-1109.

**ALEM C.R, AMRI A, FILALI MALTOU A, IDIHIA F, 2001**, Rôle de la stabilité membranaire foliaire dans la tolérance à la salinité chez l'orge, *Al Awania* 103, 21P.

*Algerian journal of arid environment* vol. 3, n° 1, pp : 3-14.

**ALI-DINAR H. M., EBERT G. and LÜDDERS P., 1999** - Growth, Chlorophyll Content, Photosynthesis and Water Relations in Guava (*Psidium guajava* L.) Under Salinity and Different Nitrogen Supply. *Gartenbauwissenschaft*, 64 (2): 54–59.

**Al-Khazraji S.M., Al-Shamaony L.A., Twaij H.A.A. 1993**, Hypoglycaemic effect of *Artemisia herba alba*. I. Effect of different parts and influence of the solvent on hypoglycaemic activity. *Journal of Ethnopharmacology* 40 : 163-166.

**ALLEN G. J., WYN JONES, R. G. and LEIGH, R. A. (1995)**, Sodium transport in plasma membrane vesicles isolated from wheat genotypes differing in K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup> discrimination traits. *Plant, Cell Environment* 18, 105-115.

**ALLEN, R. (1995)**, Dissection of oxidative stress tolerance using transgenic plants. *Plant Physiol.* 107: 1049- 1054.

Almeida, P., de Boer, G., and de Boer, A. H. 2014. Differences in shoot Na<sup>+</sup> accumulation between two tomato species are due to differences in ion affinity of HKT1;2. *J. Plant Physiol.* 171, 438–447.

and antioxidant activities of *Artemisia campestris* (Astraceae) and *Ziziphus lotus*

and biological activities of *Artemisia herba alba*. *Records of natural products*; 4: 1-25.

and molecular chaperones in the abiotic stress response. *Trends Plant Sci* **9**: 244- 252

**ANITA DE BORDEAUX., 2000**, Agronomie des bases aux nouvelles orientations. Livre, synthèse agricole 82-84 avenue d'Arès 33000 Bordeaux. P : 104.

**ANIYA Y., SHIMABUKURO M., SHIMOJI M., KOHATSU M., GYAMFI M.A., AND MIYAGI C, 2000**, Antioxidant and hepatoprotective actions of the medicinal herb *Artemisia campestris* from the Okinawa Islands. *J. Biol. Pharm. Bull.* **23 (3)**:309–312.

**ANONYME a., 2006** , Extension de la salinisation et Stratégies de prévention et réhabilitation, Conférence électronique sur la salinisation: Organisée et coordonnée par: IPTRID du 6 février au 6 Mars 2006, 20 p.

**ANONYME b., 2006** , Institut techniques de grande culture. « ITGC »Guide des principales variétés de céréales à paille en Algérie ,2006.p121, 123,129.

antimalarials - and back again. *Journal of alternative and complementary medicine*;

antioxidant properties of *Artemisia campestris* leaf extract on hyperlipidemia, advanced

**AOUADHI S., 2010**,Atlas des risques de la phytothérapie traditionnelle. étude de 57 plantes

*Arabidopsis* glucose signaling and abscisic acid biosynthesis and functions. *The Plant Cell*

*Artemisia campestris* ssp. *caudata* on Mycorrhizal Fungi Colonization and Growth of Sand

*Artemisia*. *Rev Elev. Med. Vet. Pays. Trop.*; 27(2): 203-6.

**ASHRAF M et HARRIS., 2004**, Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Sci.*, 166: 3-6.

**ASHRAF M, MC, NEILLY T, BRADSHAW AD, 2006**, The potential for evolution of tolerance to sodium chloride, calcium chloride, magnesium chloride and seawater in four grass species, *New Phytologist*, **112**(2): 245-254.

**ASHRAF M., RAFFIA M. Z. and ASHRAF M. Y., 2003**, Time-course changes in the inorganic and organic components of germinating sunflower achenes under salt (NaCl) stress. *Flora*, **198**: 26–36.

**ASHRAF, M., ET FOOLAD, M.R. 2007**, Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environ. Exp. Bot.* 59(2) : 206–216. doi:10.1016/j.envexpbot.2005.12.006.

**ASHRAF, M., Mc NEILLY T, 1988**, Variability in salt tolerance of nine spring wheat cultivars. *J. Agron. Crop. Sci*, 160: 14-21.

Asins, J. M., Villalta, I., Aly, M. M., Olias, R., Morales, P. A., Huertas, R., et al. 2012. Two closely linked tomato HKT coding genes are positional candidates for the major tomato QTL involved in Na<sup>+</sup>/K<sup>+</sup> homeostasis. *Plant Cell Environ.* 36, 1171–1191.

**ASKRI H, REJEB S, JEBARI H., NAHDI H. & REJEB MN. 2007**, Effet du chlorure de sodium sur la germination des graines de trois variétés de pastèque (*Citrus lanatus* L.). *Sécheresse* 18 (1), 51-55.

**AUBERT G., 1982**, les sols sodiques en Afrique du nord .Cahier O.R.S.T.O.M ,Service Pédologie : 194.

**AYAD N., DJENNANE A., AYACHE H. ET HELLAL B., 2013**, Contribution à l'étude de

**AYAD N., HELLAL B., HELLAL T., RAHMANI A. ET BENSMIRA Z., 2014**, Qualités

B

**Baba Aissa F., 2000**: Encyclopédie des plantes utiles. Flore d'Algérie et du Maghreb.

**BAIZE D., 2000**, Guide des analyses en pédologie. 2ème édition. Institut National de la Recherche Agronomique, Paris : 206- 207.

**Bakchiche B., Gherib A., Aazza S., Gago C., Graca Miguel M., 2013**. Antioxydant activities of eight Algerian plant extract and two essential oils, *Industrial Crops and products*, vol 46, p-p85-96.

Barkla, B.J., Zingarelli, L., Blumwald, E., et Smith, J.A.C. 1995. Tonoplast Na<sup>+</sup>/H<sup>+</sup> antiport activity and its energization by the vacuolar H<sup>+</sup>-ATPase in the halophytic plant *Mesembryanthemum crystallinum*. *Plant Physiol.* 109(2) : 549–556. PMID:12228611.

**BASSIROU D, SAMBA A N , SANE D et DIOP T, 2013**, Effet du chlorure de sodium sur la germination de graines de *Ricinus communis*L., *Int. J. Biol. Chem. Sci*, 1534-1544 p.

**BEDDIAR S ET BEN KACHROUDA R, 2013**, Etude des caractères *d'adaptation* morpho-physiologique et biochimique des plantules du blé dur à la salinité, mémoire mastère académique, Biotechnologie végétale, UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA, 57P .

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

**BELKHODJA M et BIDAI Y, 2014**, Réponse des graines *d'Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination, *Sécheresse n° 4 vol. 15*, Université SENIA, 31 Oran, Algérie, PP 331-335.

**BELKHODJA R. 1993**, La fluorescence de la chlorophylle sur l'orge (*Hordeum vulgare* L.): une possible voie pour le criblage de variétés tolérantes à la salinité et à la sécheresse. Master of Science Thesis. Instituto Agronomico Mediterraneo de Zaragoza, Spain.

**BELL, D. T. (1999)**. Australian trees for the rehabilitation of waterlogged and salinity-damaged landscapes. *Aust. J. Bot.* (47) : 697-716.

**BEN DERRADJI L, 2013**, selection in vitro pour la tolérance aux stress salin et thermique chez le blé tendre (*Triticum aestivum* L.), Diplôme de Doctorat, Génétique et Amélioration des Plantes, Université Constantine -1-, 143p.

**BEN EL HADJ S, FERJANI H et HAOUALA F, 2007**, Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> et Ca<sup>2+</sup>) et du chlore (Cl<sup>-</sup>) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais et du chiendent, *BASE [En ligne]*, Volume 11 (2007), numéro 3, PP235-244

**BEN KADDOUR M, 2015**, Modifications physiologiques chez des plantes de blé (*Triticum durum* Desf) exposées à un stress salin. *DIPLOME DE DOCTORAT, BIOLOGIE VEGETALE ET ENVIRONNEMENT, UNIVERSITE BADJI MOKHTAR – ANNABA, 74 P.*

- Ben Khaled A., Morte Gomez A., Honrubia M., Oihabi A. 2003**, Effet du stress
- Ben Sassi A., Harzallah-Skhiri F., and Aouni M. (2007)**. Investigation of some medicinal
- BENDJILALI. B, RICHARD. H; LIDDLE.P**: chémotypes d'armoise blanche du
- BEN-HAYYIM, G., VAADIA, Y. et WILLIA B. G. 1989**, Proteins associated with salt adaptation in citrus and tomato cells: Involvement of 26 KD polypeptides. *Physiol. Plant.* **77**: 332–340.
- Benidire L., K. Daoui, Z.A. Fatemi, W. Achouak, L. Bouarab, K. Oufdou, 2014**, Effect of salt stress on germination and seedling of *Vicia faba* L, *journal of materials and environmental science.*,P12.
- Benjilali B. et Richard H. (1980)**. Etude de quelques peuplements d'armoise blanche du Maroc (*Artemisia herba alba*). *Rivista Italiana E.P.P.O.S.* 62 : 69-74.
- BENKHALED L, MORTEG A, HONRU BIAM, OIHABIA, 2003**, affet of salt stress in hydroponc on clover inoculated with rhizobium national inst. *Agron Res* 23 : 553-560.
- BENMAHIOUL B., DAGUIN F., et KAID-HARCHE M., 2009**. Effet du stress salin sur la germination et la croissance *in vitro* du pistachier (*Pistacia vera* L.).*C. R. Biologies*, **332** :164-170.
- BENNABI F, 2017**, les marqueurs biochimique de la résistance à la salinité chez *Phaseolus vulgaris* L, thèse de doctorat, écophysiologie végétale, université AHMED BEN BELLA, 91P
- Berrouane nour el houda, 2014**, étude de l'effet protecteur de l'extrait d' *Artemisia campestris* sur le stress oxydant induit chez le rat par le tétrachlorure de carbone(ccl<sub>4</sub>), magister en sciences agronomiques, alimentation et nutrition, Ecole nationale supérieur Agronomique El-Harach-Alger, 148p..
- 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., Véry, A.A., Sentenac, H., et Casse, F. 2003. Functional analysis of AtHKT1 in Arabidopsis shows that Na<sup>+</sup> recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *EMBO J.* **22**(9) : 2004–2014. doi:10.1093/ emboj/cdg207. PMID:12727868.

**BERTRAND J et al, 1993**, Hydrocarbon Biodegradation and hydrocarbonoclastic bacterial communities composition grown in seawater as a function of sodium chloride concentration. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 168, 125-138.

**BIDAUD C. (1998)** , Biodégradation des hydrocarbures aromatiques polycycliques approche microbiologique et application au traitement d'un sol pollué. Thèse de Doctorat en Génie des Procédés. Ecole nationale supérieure des mines de Saint-Etienne ; n° d'ordre: 188 CD.

Bies-Etheve N, Gaubier-Comella P, Debures A, Lasserre E, Jobet E, Raynal M, Cooke R, Delseny M (2008) Inventory, evolution and expression profiling diversity of the LEA (late embryogenesis abundant) protein gene family in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Mol Biol* 67: 107-124

*Biol.* 59: 651-681.

*Biophys Acta* **1389**: 222-272.

**BISSATI S, DJERROUDI O, KACI S, 2012**, effet d'un stress salin sur la réponse minérale d'*Atriplex canescens* (PURSH) NUT, *Revue des BioRessources*, pp 48-58 .

**BLUMWALD E, CAGNAC O, HAMROUNI L, HANANA M, 2011**, Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes, Dossiers environ p 121-140 .

Blumwald, E., Grover, A., et Good, A.G. 2004. Breeding for abiotic stress resistance: challenges and opportunities. 2004 « New directions for a diverse planet ». Dans *Proceedings of the 4th International Crop Science Congress*, 26 September – 1 October 2004, Brisbane, Australia. [CDROM]. Web site [www.cropscience.org.au](http://www.cropscience.org.au).

**BOGGESS S. F., ASPINALL D., PALEG L. G., 1976**, Stress metabolism. IX. The significance of end-product inhibition of proline biosynthesis and of compartmentation in relation to stress-induced proline accumulation. *Australian Journal of Plant Physiology*, 3: 513-525.

**BOHNERT HJ and JENSEN RG,1996**, strategies engineering water-stress tolerance in plants ,*trends in biotechnology*,vol .14. (3),P 89-97.

**BOROCHOV-NEORIH. And BOROCHOV A. 1991**, Response of Melon Plantsto Salt: 1. Growth, Morphology and Root Membrane Properties. *J. PlantPhysiol.*139: 100-105.

Borsani, O., Valpuesta, V., et Botella, M.A. 2003. Developing salt tolerant plants in a new century: a molecular biology approach. *Plant Cell Tissue Organ Cult.* 73(2) : 101–115. doi:10.1023/ A:1022849200433.

both cytoplasm and nuclei requiring a nuclear localization signal. *Physiologia plantarum* **123**:

Bouaouina S., Zid E. Hadji M. :Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum*L.). CIHEAM, Options Méditerranéennes; 200; A (40) : 239-243.

**BOUATROUS Y, 2013**, Water stress correlated with senescence in durum wheat (*Triticum durum* Desf), *Advances in Environmental Biology*, vol. 7, no.7, pp.1306-1314.

**MORGAN JM, 1984**, Osmoregulation and water in higher plants,” *Annu Rev Plant Physiol*, vol.35, pp.299-319.

**BOUDA S. & HADDIOUI A. 2011**, Effet du stress salin sur la germination de quelques espèces du genre *Atriplex*. *Nature & Technologie*. n°05, 72-79.

**Boudjelal A., 2013-** Extraction, identification et détermination des activités biologiques

**Boudjourf M.,2011.**Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris* L.Men.Mag. Bio.,Université de Sétif, 99p.

**BOUKACHABIA E., 1993.** Contribution à l'étude de quelques mécanismes morphologiques et biochimiques de tolérance à la salinité chez cinq géotypes de blé dur (*Triticum durum* Desf).

**Bouldjadj R. (2009).** Étude de l'effet antidiabétique et antioxydant de l'extrait aqueux lyophilisé d'*Artemisia herba alba* Asso. chez des rats sains et des rats rendus diabétiques par streptozotocine. Mémoire de Magister en Biologie Cellulaire et Moléculaire. Université Mentouri, Constantine, pp. 31-32.

**Boullard B. 2001:** Plantes médicinales du monde. Réalités et croyances.Dictionnaire.

Boursier P., Lauchli A. : Mechanism of chloride partitioning in the 58egeta of it stressed sorghum bicolor L plant physiol; 1989; 7 : 537-544.

Bouthour, D., Kalai, T., Chaffei, H.C., Gouia, H. and Corpas, F.J. 2015, Differential response of NADP-dehydrogenases and carbon metabolism in leaves and roots of two durum wheat

(*Triticum durum* Desf.) cultivars (Karim and Azizi) with different sensitivities to salt stress. *Journal of Plant Physiology*. Volume 179, Pages 56–63.

**BOUZID S, 2010**, Étude de l'effet de la salinité et de la présence du molybdène sur le comportement écophysio-logique de deux variétés de plantes de l'espèce *Phaseolus vulgaris* L, diplôme de magistère, Ecophysio-logie et Biotechnologie Végétale, Université Mentouri Constantine, 124P.

**Bouzidi Nebia, 2016**, Etude des activités biologiques de l'huile essentielle de l'armoise blanche « *Artemisia herba alba Asso* », doctorat en sciences de la vie, université Mustapha stambouli de mascara, 182.

Boyd B., Ford C., Koepke M.C., Gary K., Horn E., McAnalley S., and McAnalley B. (2003). Etude pilote ouverte de l'effet antioxydant d'Ambrotose sur des personnes en bonne santé. *Glycoscience & Nutrition*. 4 (6):7.(cited in Mohammedi Z, 2005).

**BRAHIMI R, 2017**, effet de la salinité sur la germination du niebe vigna unguiculata subsp unguiculata (L) WALP, *diplôme de master, Agro-environnement et bio-indicateurs*, Université M'HAMED BOUGARA BOUMERDES, 75P.

**BROZN D.J. and DUPON F.M. 1989**, Lipide composition of plasma membranes prepared from roots of barley (*Hordum vulgare* L.) Effect of salt. *Plant Physiol*'90 : 955-961.

Brun A. 2000 : Effets comparés de différentes concentrations de NaCl sur la germination, la croissance et la composition de quelques populations de luzernes annuelles d'Algérie. Thèse doct. 3<sup>ème</sup> cycle Montpellier.

**Bruneton, J. (1999)**. Pharmacognosie, Phytochimie – Plantes médicinales – 3<sup>ème</sup> Ed

**CALU G, 2006**, effet du stress salin sur les plantes, comparaison entre deux plantes modèles : *Arabidopsis thaliana* et *Thellungiella*. *trends in plant science*: 1-8.

**Caratini R. (1971)**. Bordasencyclopedie. Ed Bodas. Belgique. **23**: 137-195.

**CELLES. J. C** - Biologie et écologie végétales des régions arides univ de Nice. 1980, 1-20.

**CHALBI, N. ET DEMARLY, Y, ED.** L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides, Paris, AUPELF – UREF, John Libbey Eurotex, 108 p.

**CHARTZOULAKIS K. and KLAPAKI G., 2000** Response of two greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. *Scientia Horticulturae*, **86**: 247-260.

*Chem.Toxicol.***48**: 1986–1993.

Cheng, W.-H., Endo, A., Zhou, L., Penney, J., Chen, H.-C., Arroyo, A., Leon, P.,

**CHRETIEN D., GUILLOT-SQLOMONT., BAHI J., CANTREL C. and DUBACQ J.P.1992**, *Physiol. Plant*'86: 3'72-380.

**CİÇEK N et ÇAKIRLAR H., 2002**, The effect of salinity on some physiological parameters in two maize cultivars. *Bulg. J. Plant Physiol.***28** (1–2): 66–74.

**Coello P, Hey SJ, Halford NG** (2011) The sucrose non-fermenting-1-related (SnRK)

**COLMER T.D., EPSTEIN E. and DVRAKJ., 1995**, Differential solute regulation in leaf blad of various age in salt sensitive wheat and a salt tolerant wheat x *Lophopyrum elongatum* (Host) A. Löve amphiploid. *Plant Physiol*, 108: 1715-1724.

**COLMER T.D., MUNNS R. et FLOZERS T.J. 2005**, Improving salt tolerance of wheat and barley: future prospects. *Aust. J. Exp. Agric.* 45:1425–43.

**CRAMER G. R. 2002**, Sodium-calcium interactions under salinity stress, in Läuchli, M., Lüttge, U.: *Salinity: Environment-Plants-Molecules*. Kluwer Academic Publishers, London, pp. 205–228.

*Culexquinquefasciatus* Say larvae (Diptera: Culicidae). *J. Parasitol Res.***105**: 887–892.

*Cynodon dactylon* (L.) Pers. from the Salt Range (Pakistan) to salinity stress. *Flora*,

**DARI R , 2013**, Dénombrement de la biomasse microbienne des sols arides exemple d'un sol salé sous deux types de cultures, *Diplôme d'ingénieur d'état en sciences*,53P.

d'artémisia herba alba, plante d'intérêt pastoral au milieu désertique, thèse du

**DAVENPORT R. J., REIDR. J. et SMITH F. A.1997**, Sodium calcium interactions in two wheat species differing in salinity tolerance. *Physiol. Plant.* 99: 323– 327.

de quelques extraits actifs de plantes spontanées (*Ajugaiva*, *Artemisia herba alba* et *Marrubiumvulgare*) de la région de M'Sila, Algérie.thèse doctorat : Biochimie Appliquée. Annaba : Université Badji Mokhtar, 61p.

**DEBEZ A, CHQIBI W, BOUWID S. 2001**, Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. Cah. Agric ., **10**(2): 135-138.

**DELAUNEY A J et VERMA D P S, 1993**, Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. Plant J. **4**: 215–223.

**DELLAL. A et HALITIM. A, 1992**. Activités microbiologiques en conditions salines. cas de quelques sols sales de la région de Relizane (Algérie) Cah. Agri.vol 1, N°5, éd John Libbey Euro text, Paris.

**DEMIRAL T. and TÜRKAN I., 2005** - Comparative lipid peroxidation, antioxidant defense systems and proline content in roots of two rice cultivars differing in salt tolerance. Environmental and Experimental Botany, **53**: 247–257.

Deng, B., Du, W., Liu, C., Sun, W., Tian, S. and Dong, H. 2012. Antioxidant response

**DERKAOUI K M, 2011**, les réponses morphologique, physiologique et anatomique des racines de la tomate (*Solanum Lycopersicum* L.) vis-à-vis du stress salin, diplôme de magister, biodiversité végétale méditerranéenne de l'Algérie occidentale, université d'Oran, 80P.

**Dob T., Dahmane D., Berramdane T., and Chelghoum C. (2005)**. Chemical Composition

**DUBE, R. S. et RANI, M. 1990**, Influence of NaCl salinity on the behavior of protease, aminopeptidase, and carboxy-peptidase in rice seedlings in relation to salt tolerance. Aust. J. Plant Physiol. **17**: 215–221.

**DUCHAUFOR P., 1977** ., Pédogénèse et classification. Ed Masson Paris p 477.

Dune Grasses. J. *Plant. Biology*. **50 (3)**: 358-361.

**DURAND J.H, 1983**, Les sols irrigables, étude pédologique. Edit. Imprimerie, Paris 339 p.

**DURAND J.H., 1983**: Les sols irrigables, Agence de coopération culturelle et technique. P.U. France, 190 p.

Dutuit *et al.*, (1994) : **Dutuit P., Pourrat Y., Dutuit J.M., 1994**. La notion de stress de la cellule à l'écosystème. Sècheresse, **5**. 1: 23-31.

Edition ESTEM. Pp. 129-131.

effects of aqueous extract of *Artemisia campestris* against puffer fish *Lago cephalus* extract-induced oxidative damage in rats. *Exp.Tox.Pathol.***62**:601–605.

**EL GOUMI Y., FAKIRI M., LAMSAOURI O. & BENCHEKROUN M. 2014**, Salt stress effect on seed germination and some physiological traits in three Moroccan barley (*Hordeum vulgare* L.) cultivars *J. Mater. Environ. Sci.* 5 (2), 625-632.

**EL Rhaffari L.** (2008). Catalogue des plantes potentielles pour la conception de tisanes, l'organisation non gouvernementale italienne (MOVIMONDO), p 11.

Eloukili Mohamed, 2013, valeur nutritive de l'armoise blanche (*Artemisia herba alba*) comparée à l'unité fourragère de l'orge, master de science des aliments, université-Tlemcen, 38.

**ELSTNER, E.F. 1982**, Oxygen activation and oxygen toxicity. *Annu. Rev. Plant Physiol.* (33) 73-96.

*Environment*, **25**: 239–250.

**ESSAH, P. A. 2000**, Sodium Transport in *Arabidopsis thaliana*. Master of Philosophy. Department of Plant Sciences and Pembroke College, Cambridge. 80P.

essential oil of *Artemisia campestris* var. *glutinosa*. *Bioch. Syst. Ecol.* (**30**): 1065-1070

*Ethnopharmacol.* Vol. 24 (2-3):123–126.

*Experimental Botany* 59(2): 165-176.

**F.A.O., 2008**, Annuaire statistique de la FAO

family of protein kinases: potential for manipulation to improve stress tolerance and

FENARDJI. F, KLUR. M, FOURLON.C; FERNANDO.R; 1974, white

fertilisation phosphatée sur l'*Atriplex* cultivé en zone semi-aride du Nord-Est algérien. *Plant*

**FLOWERS T. J. and FLOWERS S. A., 2005**, Why does salinity pose such a difficult problem for plant breeders?. *Agricultural Water Management*, **78**: 15–24.

France and Croatia *Flavour. Fragr. J.* (**18**): 436–440

**Frank, S. and Santamour, JR. (2002).** Trees for urban planting: diversity uniformity, and common sense. U.S. National Arboretum Agricultural Research Service. U.S. Department of Agriculture. Washington, D.C.

from *Artemisia campestris* Subsp *Maritima*. *Phytochemistry*. **49 (5)**: 1421-1424.

gamopétales, 1012p.

**GARRE J.P et PEULON V., 1989,** Traitement, entretien et gestion des arbres en villes. *Rev. For. Fr* : 233-245.

**GENOUX C, PUTZOLA F et MAURIN G., 2000,** La Lagune méditerranéenne : Les plantes halophiles. TPE. 1 ère S-2, 22p.

**Gholamrezaie S.L., Mohammadi M., Jalali Sendi J., Abolghasemi S.A. and Roostaie A.M.M. (2013).** Extract and leaf powder effect of *Artemisia annua* on performance, cellular and humoral immunity in broilers. *Iranian Journal of Veterinary Research* 14 (1) : 15- 20.

**Ghrabi Z. and Al-Rowaily S.L.R. (2005).** A guide to medicinal plants in north Africa. *Artemisia herba alba* Asso. (IUCN), Spain : Malaga, pp. 43-44.

Gimeno, J., Gadea, J., Forment, J., Pérez-Valle, J., Santiago, J., Martínez-Godoy, M.

glycation end products and oxidative stress in alloxan-induced diabetic rats. *J. Food.*

**GORHQM, J. 1992,** Salt tolerance of plants. *Sci. Prog.* 76 : 273–285.

**GORIS. A:** Manuel de botanique, édition Vigot Frères, 1967.

**GRATTAN S. R. and GRIEVE C. M., 1999.** Salinity-mineral nutrient relations in horticultural crops. *Sci. Hort.*, 78: 127-157.

**GREENWAY H et MUNNS R., 1980.** Mechanism of salt tolerance in non-halophytes. *Annual Review of Plant Physiology*, (31):149-190.

**GREENZAY H. et MUNNS R. 1980,** Mechanism of salt tolerance in non-halophytes. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 31:149– 190.

**GREGORY B, 2005,** Ecophysiologie de semis de coniferes ectomycorhizes en milieu salin et sodique. Thèse de doctorat en science forestières 190p.

**GRIEVE, C. M. et M. C. SHANNON. 1999**, Ion accumulation and distribution in shoot components of salt-stressed eucalyptus clones. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* **124**(5): 559- 563.

**GROUZIS.M.,HEIMG.,BERGER.A.,1977**, Croissance et accumulation de sels chez deux Salicornes annuelles du littoral méditerranéen. *O Ecologia plantarum* , Tome2 N°4 /3076322.

Guan, L. M., Zhao, J. and Scandalios, J. G. 2000. Cis-elements and trans-factors that guard cell signal transduction. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 52 : 627-658.

**GUERRIER G, 1998**, Proline accumulation in salt-treated tomato: different proline precursors in *Lycopersicon esculentum* and *Lycopersicon pennillii*. *J. Plant Nutr.* **21**: 505–513.

Hadji M., Grignon C.: Identification des transports de  $K^+[Rb^+]$  affectés par NaCl dans la racine de Laurier rose. *Physi. Végé*; 1985; 23 : 3-12.

**HALITIM A., 1973**, Etude expérimentale de l'amélioration des sols sodiques d'Algérie en vue de leur mise en culture. Thèse de 3<sup>ème</sup> cycle. Univ de Renne, 176 p.

**HALLIWELL, B. and GUTTERIDG, J.M.C.1984**, Oxygen toxicity, oxygen radicals, transition metals and diseases. *Biochem.J.*(219):114.

**HAMDY A., LASRAM M et LACIRGNODA C., 1995**, Les problèmes de salinité dans la zone méditerranéenne compte rendu. *Acad. D'agri. De France action* (1).vol 81 (2). Paris. Séance spécialisée du 22 Mars 95, pp : 47- 60.

**HAMEED M. and ASHRAF M., 2008** ,Physiological and biochemical adaptations of

**HAMMIA I , 2012**, Impact de l'irrigation sur la salinisation des sols dans les palmeraies de Oued Righ, Diplôme D'ingénieur d'Etat en Sciences Agronomiques, Agronomie saharienne, Université KASDI MERBAH OUARGLA, 62P.

**HAMMOU, 2015**, recherche de marqueurs génétiques liés à la tolérance à la salinité chez des écotypes d'espèces annuelles de *Medicago*, diplôme magistère, Amélioration des plantes, université d'ORAN ES-SENIA,78 P.

**Hamza N. (2011)**. Effets préventif et curatif de trois plantes médicinales utilisées dans la Wilaya de Constantine pour le traitement du diabète de type 2 expérimental induit par le

régime « *high fat* » chez la souris C57BL/6J. Thèse de doctorat en science alimentaire. Université Mentouri, Constantine, pp. 62-63.

**HAMZA, M. 1980**, Réponses des plantes à la salinité. *Physiol. Vég.* **13**: 69–81.

Haouala, F., Ferjani, H. and Ben El Hadj, S. 2007. Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> et Ca<sup>2+</sup>) et du chlore (Cl<sup>-</sup>) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais et du chiendent. *Biotechnologie*. Volume 11, numéro 3, 235-244.

**HAOULA .F., FERJANI .H., BENEL HADJLS., 2007**, Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na<sup>+</sup> , K<sup>+</sup> et Ca<sup>2+</sup> ) et de chlore (Cl<sup>-</sup>) dans les parties aériennes et les racines du ray gran anglais et du Chient *Biotechnologie , Agronomie , Société et Environnement , vol.11N°.3 :235-244.*

**Harmon, A.C., Yoo, B.C. and Mc Caffery, C. (1994)**. Pseudosubstrate inhibition of CDPK, a protein kinase with a calmodulin-like domain. *Biochemistry* **33**: 7278-87.

Hasegawa, P.M., Bressan, R.A., Zhu, J.K., et Bohnert, H.J. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* **51**(1) : 463–499. doi:10.1146/annurev.arplant.51.1.463. PMID:15012199.

**HASSANI A, DELLAL A, BELKHODJA, KAID- HARCHE M, 2008**, Effet de la Salinité sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum Vulgare L.*). *European Journal of scientific Research* Vol.23n°.1. PP. 61-69.

**Hatimi S., Boudouma M., Bichichi M., Chaib N. and Idrissi N.G. (2000)**. Evaluation in vitro de l'activité antileishmanienne d'*Artemisia herba-alba* Asso. *Thérapeutique* Manuscrit n° 2162.

**HELLALI, R. 2002**, Rôle du Potassium dans la physiologie de la plante, atelier sur la Gestion de la fertilisation potassique , Institut National Agronomique Tunis III- 7.

**HERNANDES S, LARHER F, 2000**, accumulation de proline dans les tissues foliaires de tomate en réponse a la salinité .*life science*, **323**: 551-557.

**HERNANDEZ J. A., OLMOS E., CORPAS F. J., SEVILLA F. and DELRIO L. A., 2000**- Salt-induced oxidative stress in chloroplasts of pea plants. *Plant Sci.*, **105**: 151–167.

**HERNANDEZ S., DELEU C., LARHERF., 2000**, Accumulation de proline dans les tissus foliaires de tomate en réponse à la salinité. *Comptes Rendus Académie des Sciences. Paris, Sciences de la Vie/ Life Sciences*, 323: 551- 557.

**HILLEL D., 2000**, Salinity Management for Sustainable Irrigation. The World Bank, Washington, D.C.

**HO S.L, CHAO Y.C, TONG W.F, and YU S.M, 2001**, Sugar Coordinately and Differentially Regulates Growth- and Stress-Related Gene Expression via a Complex Signal Transduction Network and Multiple Control Mechanisms, *Plant Physiol*, vol.125, no.2, pp. 877-890.

**CLIFFORD S.C, ARNDT J.E, CORLETT S, JOSHI N, SANKHALA M, POPP and JONES H.G, 1998**,The role of solute accumulation, osmotic adjustment and changes in cell wall elasticity in drought tolerance in *Ziziphus mauritiana* (Lamk.),*Journal of Experimental Botany*, vol. 49, no. 323, pp. 967-977.

**HONG, Z., LAKKINENI, K., ZHANG, Z., ET VERMA, D.P.S. 2000**,Removal of feedback inhibition of D1-pyrroline-5-carboxylate synthetase results in increased proline accumulation and protection of plants from osmotic stress. *Plant Physiol*. 122(4) : 1129–1136. doi:10. 1104/pp.122.4.1129. PMID:10759508.

**HOPKINS W. G., 2003** - Physiologie végétale. 2éme édition De Boeck, Bruxelles, 514 p.

**HU Y., J. FROMM & U. SCHMIDHALTER, 2005.-** Effect of salinity on tissue architecture in expanding wheat leaves. *Planta*, 220 (6), 838-48.

increase yield. *J Exp Bot* **62**: 883-893.

inward Na<sup>+</sup> currents in *Xenopus laevis* oocytes and Na<sup>+</sup> uptake in *Saccharomyces cerevisiae*. *Plant physiology* 122(4): 1249-1260.

**Iriadam M., Musa D., Gùmùshan H. and Baba F. (2006).** Effects of two Turkish medicinal plants *Artemisia herba-alba* and *Teucrium polium* on blood glucose levels and other biochemical parameters in rabbits. *Journal of Cell and Molecular Biology* 5: 19-24.

**JABNOUNE M, 2008**, Adaptation des plantes à l environnement, *cour Stress Salin*.

**JALEEL A. C., GOPI R., SANKAR B., MANIVANNAN P., KISHOREKUMAR A., SRIDHARAN R. and PANNEERSELVAM R., 2007 a** - Studies on germination, seedling

vigour, lipid peroxidation and proline metabolism in *Catharanthus roseus* seedlings under salt stress. *South African Journal of Botany*, **73**: 190–195.

**JAMIL M., LEE D. B., JUNG K. Y., ASHRAF M., LEE S. C. and RHA E. S., 2006** – Effect of salt (NaCl) stress on germination and early seedling growth of four vegetables species. *Journal Central European Agriculture*, **7(2)**: 273-282.

**Jaspers P, Kangasjarvi J** (2010) Reactive oxygen species in abiotic stress signaling.

**Jerkovic J., Mastelic M. Milos., Juteau F., Masotti V and Viano J.** (2003). Chemical

Jeschke W D. :K<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup> exchange at cellular membranes, intracellular compartmentation of cations, and salt tolerance. Salinity tolerance in plants, Strategies for crop improvement (ed. R. C. Staples) Wiley, New York; 1984 : 37- 66.

**Joa O.M., Vasconcelos., Artur M.S.S and Jose A.S.C.** (1998). Chromones and flavones  
*Journal* 22(2): 87-95.

juan M. Ruiz, B., Rivero R.M, and Romero, L. Nicotine-free and salt-tolerant tobacco plants obtained by grafting to salinity-resistant rootstocks of tomato *Physiologia Plantarum* 124:465–475. 2005

**Juteau F., Masotti V., Bessière J-M., Viano J.** (2002). Compositional characteristics of the

**KADRI A, MIDOUN N, 2015**, Effet du stress salin sur quelques paramètres biochimiques de la luzerne cultivée (*Medicago sativa* L.) diplôme de MASTER, Biotechnologie végétale, UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA, 53P.

**KAEZMANEE ,K ., KRAMMART ,P ., SUMRANWANICH , T., Choktaweekarn, P., and., TANGTERSİKUL,S; 2013**, Effect of free lime content on properties of cement-fly ash mixtures. *Construction and building materials*, **38** :829-836.

**Kafkai U. ,1991**, Root growth under stress. In: Waisel Y., Eshel A. & Kafkafi U., eds. *Plant roots: the hidden half*. New York, USA: Marcel Dekker, pp: 375-391.

**KAYA C, KIRNAK H, HIGGS D, SALTATI K, 2002**, Supplementary calcium enhances plant growth and fruit yield in strawberry cultivars grown at high (NaCl) salinity. *SciHortic* 26: 807-820

**KEFU Z., MUNNS R., KING R.W., 1991**, abscisic acid levels in NaCl-treated barley, cotton, and saltbush. *Aust. J. Plant Physiol.*, 18: 17-24.

**KHAN M. A. and GULZAR S., 2003** - Germination responses of *Sporobolus ioclados*: a saline desert grass. *Journal of Arid Environments*, 53: 387–394.

**KHAN M. A., UNGAR I. A. and SHOWALTER A. M., 1999** - Effects of salinity on growth, ion content and osmotic relations in *Halopyrum mucronatum* (L.) Stapf. *J. Plant Nutr.*, 22: 191–204.

**KHAN M. A., ZAHEER AHMED M. and HAMEED A., 2006** - Effect of sea salt and L-ascorbic acid on the seed germination of halophytes. *Journal of Arid Environments*, 67: 535–540.

**KHAN M.A., RIZVI Y., 1994**, Effect of salinity, temperature and growth regulators on the germination and early seedling growth of *Atriplex griffithii* var. *stocksii*. *Can J Bot* 72, 475-9.

Khiredine Hamida, 2012, Comprimés de poudre de dattes comme support universel des principes actifs de quelques plantes médicinales d'Algérie, Magister en technologie alimentaire, université M'hamed Bougara-Boumerdes, 140.

**Kiegle, E., Moore, CA, Haseloff, J., Tester, MA and Knight, MR (2000)**. Cell-type specific calcium responses to drought, salt and cold in the *Arabidopsis* root. *Plant J.* 23 (2): 267-78.

**Kim TH, Bohmer M, Hu H, Nishimura N, Schroeder JI (2010)** Guard cell signal

**Knight H (2000)** Calcium signaling during abiotic stress in plants. *Int Rev Cytol* 195: 269-

**Knight, H., Trethewey, A.J. and Knight, M.R. (1997)**. Calcium signalling in *Arabidopsis thaliana* responding to drought and salinity. *The Plant Journal* 12: 1067-78

**Kundan S., et Anupam S. (2010)**. The Genus *Artemisia*: A Comprehensive Review. *J.*

**Kyeong W.Y., Anwar M., and Jong H.K. (2007)**. Effects of the Aqueous Extract from

l'implantation de l'armoise blanche « *Artemisia herba alba* Asso » dans la steppe du

**LACHIHEB K., NEFFATI M., ZID E., 2004**: Aptitudes germinatives de certaines levures de sel et régénération des plantes. *Euphytica*, 91:127-40.

**LAHOUEL H, 2014**, Contribution à l'étude de l'influence de la salinité sur le rendement des céréales (cas de l'orge) dans la région de Hemadna à Relizane, Diplôme de Master, Amélioration végétale, Université d'ABOU-BEKRBELKAID Tlemcen, 104 P.

**LAMBERSH, CHAPIN III FS, Pons TL. 1998**, Plant Physiological Ecology. Springer: New York, USA.

**LARCHER W. 1995**. Physiological Plant Ecology (3rd edn). Springer: New York, USA.

**Laribi B, Gharbi A, Kouki K, M'hamdi M et Bettaieb T. 2016**; Etude de la tolérance à la salinité chez une plante condimentaire : le carvi (*Carum carvi* L.). *Journal of new sciences, Agriculture and Biotechnology*, IABC (17), pp: 1321-1327.

**Lazali M, Ounane S.M, Chaker-Haddadj A, Alkama N, Nouar S. 2013**, Réponses

**LAZOF D.B. et BERNSTEIN N. (1999)**, The NaCl induced inhibition of shoot growth: the case for disturbed nutrition with special consideration of calcium. In: Callow JA, ed. *Advances in botanical research*. 29:113–189. London, UK: Academic Press.

LECLERC, 1999 : **LECLERC J.C., 1999** – Ecophysiologie végétale – publications univ. Saint Etienne p 188-235.

**LEMZERI H, 2007**, Réponses écophysiologiques de trois espèces forestières du genre Acacia, Eucalyptus et Schinus (*A. cyanophylla*, *E. gomphocephala* et *S. molle*) soumises à un stress salin, diplôme de magistère, Ecologie végétale, Université MENTOURI Constantine, 127 P.

**LEVIGNERON A., LOPEZ F., VANSUYT G., BERTHOMIEU P, FOURCROY P. et FRANCINE C. D., 1995** - Les plantes face au stress salin. *Cahiers agricultures*, 4: 263-73.

**LEVIGNERON, A. Lopez, F. VARISUYT ,G. BERTHOMIEN, P. et CASSE-DELBAR, T. 1995**, Les plantes face au stress salin. *Cahier d'agriculture*. (4): 263-273.

**Levitt J., 1980**. Responses of plants to environmental stresses. Water radiation, salt and others stresses. Academic Press, New York, 2: 365- 406.

**-Levitt, J. (1980)**. Responses of Plant to Environmental Stress Chilling, Freezing and High Temperature Stresses, 2 nd edn. Levitt, J. (ed.). Academic Press, New York, NY.

**Li, W., Li, M., Zhang, W. and Welti, R., W. (2004).** The plasma membrane bound phospholipase delta enhances freezing tolerance in *Arabidopsis thaliana*. *Nat. Biotechnol* 22: 427-433.

**Lim D.W., Kim Y.T., Jang Y. J., Kim Y.E. and Han D. (2013).** Anti-Obesity Effect of *Artemisia capillaris* Extracts in High-Fat Diet-Induced Obese Rats. *Molecules* 18 : 9241-9252.

**LIU K., XU S., XUAN W., LING T., CAO Z., HUANG B., SUN Y., FANG L., LIU Z., NAN ZHAO N. and WENBIAO S., 2007** - Carbon monoxide counteracts the inhibition of seed germination and alleviates oxidative damage caused by salt stress in *Oryza sativa*. *Plant Science*, **172**: 544–555.

**LLOYD, J., P. E. KRIEDMANN et D. ASPINLL. 1989,** Comparative sensitivity of ‘Prior Lisbon’ lemon and ‘Valensa’ orange trees to foliar sodium and chloride concentrations. *Plant Cell Environ.* **12**: 529-540.

**LOYER J.Y ,1991,** Classification des sols salés : les sols Salic, *ORSTOM, sér. Pédol., vol. XXVI, n “1, pp 51 - 61.*

**LUTTS S, KINET JM, BOUHARMONT J, 1996,** NaCl-induced Senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. *Plant Sci* 116:15-25

**MAAMERI. M, 2007,**Caractérisation microbiologique des sols sous conditions semi-arides. (Ksar Chellala) mém.ing.agro.université IBN KHALDOUN, Tiaret.

**MAAS E. V., 1996,** Plant response to soil salinity. In: 4th National Conference and Workshop on the Productive Use and Rehabilitation of Saline Land. Promaco conventions Pty ltd, 25-30 March 1996, Albany Western Australia.

**MAGDYM .F.M.,OK YOUNGL. ANDSTADELMANN E.J. 1993,** Salinity stress and cytoplasmic factors. A comparison of cell permeability and lipid partiality in salt sensitive and salt resistant cultivars and lines of *Triticum aestivum* and *Hordeum vulgare*. *Physiol. plant.* 88: 141-149.

**MAHAJAN, S., TUTEJA, N., 2005,** Cold, salinity and drought stresses: An overview. *Arch. Biochem. Biophys.* 444: 139 - 158.

**MAILLARD J., 2001** : Le point sur l'Irrigation et la salinité des sols en zone sahélienne. Risques et recommandations. Handicap International. Novembre 2001, 34 p.

**MAJUMDER, A.L., SENGUPTA, S., ET GOSWAMI, L. 2010**, Osmolyte regulation in abiotic stress. Chap. 16. Dans *Abiotic stress adaptation in plants: Physiological, molecular and genomic foundation*. Sous la direction de A. Pareek, S.K. Sopory, H.J. Bohnert et Govindjee. p. 349–370.

**MAMAN N, 2017** , Évaluation in situ et en conditions contrôlées de la phytodésalinisation des Vertisols irrigués. Cas d'étude du périmètre rizicole de Kollo (Niger) dans la vallée du fleuve Niger ,thèse de doctorat ,science de l'environnement, université Abdou Moumouni de Niamey, Niger et AGROCAMPUS OUEST de Rennes (France) ,236 P.

**MANIGUET, M. 2003**, Les pays secs environnement et développement. Ellipse Edition marketing. Paris. P (24-32).

**MANSOUR MMF, 1995**, NaCl alteration of plasma membrane of *Allium cepa* epidermal cells. Alleviation by calcium. *Plant Physiol* 145:726-730

Maroc, congrès international de la société italienne de phyto-chimie, 131-151,

**MARSCHNER H. , 1995**, Mineral nutrition of higher plants.(2nd Ed) – Acad. Pr., London.889 p.

medicine.196p.

membrane Na<sup>+</sup>/H<sup>+</sup> antiporter SOS1 controls long-distance Na<sup>+</sup> transport in plants. The

**Memmi A., Sansa G., Rjeibi I., El ayeb M., Srairi-Abid N., Bellasfer Z.,and Fekhih A.**

**Messai L., 2011-** Etude phytochimique d'une plante médicinale de l'Est algérien

**Mighri H., Hajlaoui H., Akrouf A., Najjaa H., Neffati M. (2010)**. Antimicrobial and antioxidant activities of *Artemisia herba-alba* essential oil cultivated in Tunisian arid zone. *Comptes Rendus Chimie* 13: 380–386.

**Mirjalili. M.H., Tabatabaei S.M.F., Hadian J., NejadS.E.,andSonboli. A. (2007)**.Phenological variation of the essential oil of *Artemisia scoparia*from Iran. *Essent.oilRes.*19 : 326–329.

**MISRA N. and DWIVEDI U. N., 2004**, Genotypic difference in salinity tolerance of green gram cultivars. *Plant Science*, **166**: 1135-1142.

**Mohamed A.H., El-Sayed M.A. and Mohamed N.S., 2010**: Chemical constituents

**MOHSEN H, HAMROUNI L, CAGNAC O, BLUMWALD E. 2011.** Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes. *Environmental Reviews*. NRC Research Press. HighBeam Research. <<http://www.highbeam.com>>

**MONTOROI J P , 1993**, *cours –les sols sales*, Université de PARISXII D.E.S.S. Gestion des systèmes agro-sylvo pastoraux en zones tropicales.

morpho-physiologiques et biochimiques de la symbiose rhizobia-archide au stress hydrique.

**MORRIS C. J., THOMPSON J F., JOHNSON C. M., 1969**, Metabolism of Glutamic Acid and N-Acetylglutamic Acid in Leaf Discs and Cell-free Extracts of Higher Plants. *Journal of Plant Physiology*, **44**: 1023-1026.

**MRANI ALAOUI M., EL JOURMI L., OUARZANE A., LAZAR S., EL ANTRI S., ZAHOUILY M., ET HMYENE A. 2013**, Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé. *J. Mater. Environ. Sci.* **4** (6 ), 997-1004.

**Mucciarelli M et MaffeiM. (2002).** *Artemisia*: Introduction to the Genus Vol. 18 EdColin W.W. in Taylor & Francis. Ed. London and New York. pp: 10-16.

**Munnik T, Irvine RF, Musgrave A (1998)** Phospholipid signalling in plants. *Biochim*

**MUNNS R, SCHACHTMAN DP, CONDON AG. 1995**,The significance of a two-phase growth response to salinity in wheat and barley. *Aust. J. Plant Physiol.*, **22**: 561- 569.

**MUNNS R. and TERMATT A., 1986**, Whole plant responses to salinity. *Aust. J. Plant Physiol.*, **13**: 143–160.

**MUNNS R., 1993**, Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. *Plant, Cell and Environment* pp15-24.

**MUNNS R., 2002** ,Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell and*

**MUNNS R., HARE R. A., JAMES R. A. ET REBETZKE G. J. 2000**, Genetic variation for improving the salt tolerance of durum wheat. *Australian Journal of Agricultural Research*, 51, 69–74.

**Munns, R. (1993)**. Physiological processes limiting plant growth in saline soils : some dogmas and hypothèses. *Plant Cell Environ.*(16): 15-24.

Munns, R. 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytol.* 167(3) : 645–663. doi:10.1111/j.1469-8137.2005.01487.x. PMID:16101905.

Munns, R. and Tester, M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant*

**MUNNS, R., JAMES, R. A., LAUCHLI, A., 2006**, Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *J. Exp. Bot.*, 27: 1025-1043.

**MUNNS, R., TESTER, M., 2008**. Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Reviews of Plant Biology* 59, 651-681.

Murata, Y., Pei, Z.-M., Mori, I. C. and Schroeder, J. 2001. Abscisic acid activation of

**MURILLO-AMADOR B. and TROYO-DIEGUEZ E., 2000** , Effect of salinity on the germination and seedling growth of cowpea. *Journal Agronomy & Crop Science*, **188**: 235-247.

**NABI F, 2009**, Effet de la salinité sur la germination, la croissance et les composantes du rendement du *Vigna unguiculata L.* (Walp.), diplôme de Magister, Biotechnologies végétales, Ecole Nationale Supérieure Agronomique D'El Harrach (Alger),133P.

Nabli M. A., 1989. Essai de synthèse sur la végétation et la phyto-écologie tunisiennes,

**Naili M.B., Alghazeer O.A., Saleh N.A., Al-Najjar A.Y. (2010)**. Evaluation of antibacterial

Nakamura, T. and Schroeder, J. I. 2000. The Arabidopsis HKT1 gene homolog mediates

Nambara, E., Asami, T. and Seo, M. 2002. A unique short-chain dehydrogenase/reductase in

**NDIAYE ET AL. J. APPL. BIOSCI. 2014**, Effets du stress salin sur la germination des grains de *Gossypium hirsutum L.* *Journal of Applied Biosciences*, 80(1), 7081-7092.

Neill, S., Barros, R., Bright, J., Desikan, R., Hancock, J., Harrison, J., Morris, P., Ribeiro, D. and Wilson, I. 2008. Nitric oxide, stomatal closure, and abiotic stress. *Journal of*

**NGUYEN C T, 2012**, Identification et caractérisation d'un cana chlorure, AtCLCg, impliqué dans la réponse au stress salin chez *Arabidopsis thaliana*, Thèse de Doctorat, Sciences du végétal, UNIVERSITE PARIS-SUD – UFR des Sciences, 102 P .

novel molecular responses of mandarin to drought. *Plant molecular biology* 70(4): 403-420.

nutritionnelles de l'armoise blanche des parcours steppiques du sud de la préfecture de

of the Essential Oil of *Artemisia campestris* L. from Algeria. *J. Pharm. Bio.* **43**(6): 512–514.

**OMAR, S. A., M. A. ABDEL-SATER ET M. H. ABD-ALLA. 1994.** Growth and enzyme activities of fungi and bacteria in soil salinized with sodium chloride. *Folia Microbiologica.* **39**: 23-28.

Online 14(11): 2723-2743.

**OTHMAN Y., AL-KARAKI G., AL-TAWAHA A.R. & ALHORANI A. 2006,** Variation in germination and ion uptake in barley genotypes under salinity conditions. *World J. Agric. Sci.*, 2, 11-15.

**OUERGHI Z, ZID E, HAJJI M et SOLTANI A., 1998,** Comportement physiologique du blé dur (*Triticum durum* L.) en milieu salé. *CIHEAM - Options Méditerranéennes* : 309- 31.

**OUFDOU, K., Bendirie, L., Lyubenova, L., Daoui, K., Fatemi, Z.E. A., and schroder, P. 2014.**Enzymes of the gluathione-ascorbate cycle inleaves and roots of rhizobia-inoculated faba bean plants (*vicia faba* L.) under salinity stress. *European Journal Of Soil Biology*, 60, 98-103.

**OUIS M, 2016,** recherche des marqueurs biochimique de la tolérance à la salinité chez le gombo (*Abelmoschus esculentus* L.), diplôme de doctorat, physiologie végétale, université d'Oran, AHMED BEN BELAA, 115 P.

**OUSTANI M, 2006,** Contribution à l'étude de l'influence des amendements organiques sur les propriétés microbiologiques des sols sableux non salés et salés dans les régions Sahariennes (Cas de Ouargla) .Thèse Magister.Uuniversité .Ouargla. 187p.

**Ozenda.** Flore du sahara, Edition du centre national da la recherche scientifique.Paris.1983.

**PARENT C et al ., 2008 :** Formes réactives de l'oxygène, stress et mort cellulaire chez les plantes. *C. R. Biologies* pp 255-261.polytechnique fédérale de Lausanne, 23 p.

**Pata MO, Hannun YA, Ng CK** (2010) Plant sphingolipids: decoding the enigma of the

**Pavela R.** (2009). Larvicidal effects of some Euro-Asiatic plants against

**PENG, Z., LU, Q., ET VERMA, D.P., 1996,** Reciprocal regulation of D1-pyrroline-carboxylate synthetase and proline dehydrogenase genes controls proline levels during and after osmotic stress in plants. *Mol. Gen. Genet.* 253(3) : 334–341. doi:10.1007/PL00008600. PMID:9003320.

**Perez-Alfocea, F., Estan, M. T., Caro, M. et Guerrier, G. 1993.** Osmotic adjustment in *Lycopersicon esculentum* and *Lycopersicon pennillii* under NaCl and polyethylene glycol 6000 isosmotic stress. *Plant Physiol* **87**: 493–498.

*Pharm. Biol.* pp:1-9. *Bulletin de l'Institut Scientifique*, Rabat, section Sciences de la Vie, 34 (2) :127-133.

*Physiol Plant* **138**: 405-413

*Physiology*. Vol. 3, n°4, pp. 213-217.

*Plant Cell Online* 14(2): 465-477

plants from Tunisia for antimicrobial activities. *J. Pharmaco. Bio.* **45 (5)**: 421–428.

plasma membrane Ca<sup>2+</sup> channels in guard cells requires cytosolic NAD (P) H and is differentially disrupted upstream and downstream of reactive oxygen species production in

**Plieth, C. (1999).** Temperature Sensing by Plants : calcium-Permeable Channels as Primary Sensors A. *Model J. Membrane Biol.* 172: 121-127.

**POLONENKO, D. R., C. I. MAYFIELD ET E. B. DUMBROFF. 1986.** Microbial responses to salt-induced osmotic stress. Effect of salinity on growth and displacement of soil bacteria. *Plant. Soil.* **92**: 417-425.

**POTTIER. G,** 1981. *Artémisia herba alba* Flore de Tunisie: angiospermes dicotylédones

**POUGET. M.** Les relations sol-végétation dans les steppes. *Trav. Doct. De orstom*, 1989, 556p.

**POURRAT.Y:** Propriétés éco-physiologiques associées à l'adaptation

Qiu, Q.-S., Guo, Y., Quintero, F. J., Pardo, J. M., Schumaker, K. S. and Zhu, J.-K.

**QUENZEL. P., Santa S.** -Nouvelles flores d'Algérie et des régions désertiques méridionales .  
Tome II. Ed. CNRS Paris 1963, 1170p.

**Quinn, J., Findlay, V. J., Dawson, K., Millar, J.B., Jones, N., et al. (2002).** Distinct regulatory proteins control the graded transcriptional response to increasing H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> levels in fission yeast *Schizosaccharomyces pombe*. Mol. Biol. Cell. 13: 805-16.

**Quintero, F.J., Ohta, M., Shi, H., Zhu, J-K and Pardo, J.M. (2002).** Reconstitution in yeast of the Arabidopsis SOS signalling pathway for Na<sup>+</sup> homeostasis. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 99: 906-66.

**R'HIMT, TLILI I., HANAN I, ILAHY R , BENALI A et JEBARIH, 2013,** Effet du stress salin sur le comportement physiologique et métabolique de trois variétés de piment (*Capsicum annum l.*) Journal of Applied Biosciences 66, 5060 – 5069 p .

**RAHMOUNE, C., MAALEM S., ET BEN NACEUR., M. 2004,** Effets comparés de la

**RAHMOUNE, C., SERIDI, R., BEN NACER, ET PAUL,R. 2004,** Etude de la cinétique de désorption du cadmium à partir de racines intactes de pois (*Pisum sativum L.*) cultivé en milieu hydroponique enrichi en zinc. Revue Sciences et Technologie 21 : 39-43.

**RAHNAMA H et EBRAHIMZADEH H., 2005:**The effect of NaCl on antioxidant enzyme activities in potato seedling. Biol Plant.pp93-97.

**RÄSÄNEN, L- A. 2002,** Biotic and abiotic factors influencing the development of N<sub>2</sub>-fixing symbioses between rhizobia and the woody legumes *Acacia* and *Prosopis* . Academic dissertation in microbiology. Helsinki. Thesis. 80Pp.

**RATHINSABAPATHI, B, 2000,** Metabolic engineering for stress tolerance: Installing osmoprotectant synthesis pathways. Ann. Bot. (Lond.), 86(4) : 709–716. doi:10.1006/anbo.2000.1254.

**RAYAPATI P. J., STEWART C. R., HACK E., 1991.-** Pyrroline-5-carboxylate reductase is in pea (*Pisum sativum L.*) leaf chloroplasts. Journal of Plant Physiology, 91: 581-586.

recommandées par les herboristes. thèse magistère : toxicologie. TUNIS : Faculté de

**REDDYAR et al., 2004:** Drought-induced responses of photosynthesis and antioxidant metabolism in higher plants. *J Plant Physiol* p161-1189-1202.

regulate expression of the maize Cat1 antioxidant gene in response to ABA and osmotic

Reimann C. :Sodium exclusion by chenopodium species. *J. Exp. Bot*; 1993; 43 : 503-510.

Rengel Z. :Disturbance of cell Ca<sup>2+</sup>-homeostasis as a primary trigger of Al toxicity syndrome *Plant Cell et Env*; 1992; 15 : 931-938.

requirement confers polytolerance in polyploids , *Plant Growth Regulation* 66(1): 37-47.

**RHODES, D. ET HANDA, S. 1989.** Amino acid metabolism in relation to osmotic adjustment in plant cells. Pages 41–62 dans J. H. Cherry, ed. *Environmental stress in plants, biochemical and physiological mechanisms*. Springer-Verlag, New York, NY.

**Ribnicky D.M., Poulev A., O’Neal J., Wnorowski G., Malek D.E., Jager R. and Raskin I. (2004).** Toxicological evaluation of the ethanolic extract of *Artemisia dracunculus* L. for use as a dietary supplement and in functional foods. *Food and Chemical Toxicology* 42 : 585-598.

Riyad AF.: Etude et sélection de jeunes plants d’Eucalyptus tolérants au sel dans des populations de divers niveaux de variabilité. Thèse de Doct. Univ., Nancy I ; 1987 ; 246 P.

**ROGERS A., ORT D.R. and LONG S.P., 2006,** Photosynthesis, Productivity and Yield of Maize are not Affected by Open-Air Elevation of CO<sub>2</sub> Concentration in Absence of Drought. *Plant Physiol.* 140,P: 779-790.

Romero, L., Belakbir, A., Ragala, L., and Ruiz, J. M. 1997. Response of plant yield and leaf pigments to saline conditions: effectiveness of different rootstocks in melon plants (*Cucumis melo* L.). *Soil Science and Plant Nutrition*, 43(4), 855-862.

**RUBIO-CASAL A. E., CASTILLO J. M., LUQUE C. J. and FIGUEROA M. E., 2003 -** Influence of salinity on germination and seeds viability of two primary colonizers of Mediterranean salt pans. *Journal of Arid Environment*, 53: 145-154.

**Saidi W, Mechri M, Melki M, Mehouchi T. 2014;** Réponses de deux écotypes de

Saihi Razika, 2011, Etude phytochimique, extraction des produits actifs de la plante *Artemisia campestris* de la région Djelfa, mise en évidence de l’activité biologiques, magister en chimie, chimie organique, université d’Oran., 83.

**Saijo, Y., Hata, S., Kyojuka, J., Shimamoto, K. and Izui, K. (2000).** Overexpression of a single Ca<sup>2+</sup> dependent protein kinase confers both cold and salt/drought tolerance on rice plants. *The Plant Journal* 23, 319-27.

**SAIRAM, R.K., ET TYAGI, A. 2004.** Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Curr. Sci.* 86 : 407–421.

salin en milieu hydroponique sur le trèfle inoculé par le Rhizobium. *Agronomie*. Vol.23, N°7, pp. 553-560.

**Sanders, D., Brownlee, C. and Harper, J.F. (1999).** Communicating with calcium *Plant. Cell* 11: 691-706.

**SAOUD M, 2014,** *Evolution spatiale de la salinité des sols du Bas-Chélif*, diplôme de magister, Pédologie et Mise en valeur des sols, ECOLE NATIONALE SUPERIEURE AGRONOMIQUE El-Harrach – ALGER, 36P.

**Saoudi M., Allagui M.S., Abdelmouleh A., Jamoussi K., and El Feki A. (2010).** Protective

**Schroeder, J.I., Allen, G.J., Hugouvieux, V., Kwak, J.M. and Warner, D. (2001).**

**Seddiek S.A., Ali M.M., Khater H.F. and El-Shorbagy M.M. (2011).** Anthelmintic activity of the white wormwood, *Artemisia herba-alba* against *Heterakis gallinarum* infecting turkey poults. *Journal of Medicinal Plants Research* 5 (16) : 3946-3957.

**Sefi M., Fetoui H., Makni M., and Najiba Zeghal N. (2010).** Mitigating effects of

Shabala, S., Hariadi, Y., and Jacobsen, S. E. 2013. Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differential control of xylem Na<sup>+</sup> loading and stomatal density. *Journal of Plant Physiology*, 170(10), 906-914

**SHANNON M. C., 1992,** The effects of salinity on cellular and biochemical processes associated with salt tolerance in tropical plants. In: *Proc. Plant Stress in Trop. Environ.* Davenport T. L. and Harrington H. M. (eds.), Kailu-Kona, HI, 20-25 Sept, Univ. FL, Homestead, 56-63.

**SHANNON M. C., 1997,** Adaptation of plant to salinity. *Adv. Agron.*, **60**: 75-120.

Shennan C., Hunt R., MacRobbie E A A. : Salt tolerance in *Aster tripolium* L. I. The effect of salinity on growth. *Plant Cell Environ* ; 1987 ;10: 59-65

Shi, H., Ishitani, M., Kim, C. and Zhu, J.-K. 2000. The Arabidopsis thaliana salt tolerance gene SOS1 encodes a putative Na<sup>+</sup>/H<sup>+</sup> antiporter. Proceedings of the National Academy of Sciences 97(12): 6896-6901.

Shi, H., Quintero, F. J., Pardo, J. M. and Zhu, J.-K. 2002. The putative plasma signaling. Annu Rev Plant Biol **61**: 561-591

**SILVA-ORTEGA, C.O., OCHOA-ALFARO, A.E., REYES-AGUERO, J.A., AGUADO-SANTACRUZ, G.A., ET JIMENEZ-BREMONT, J.F., 2007**, Salt stress increases the expression of p5cs gene and induces proline accumulation in cactus pear. Plant Physiol. Biochem. 46(1) : 82– 92. doi:10.1016/j.plaphy.2007.10.011. PMID:18054243.

**SLAMA F, 1986**, Effet du nitrate d'ammonium sur le degré de tolérance à une forte dose de NaCl de dix variétés de blé. Colloque sur les végétaux en milieu aride, Jerba (Tunisie), 8-10 septembre 1986. Tunis : Agence de coopération culturelle et technique, p. 460–473.

**SNOUSSI, S. A. ABDUL HUSSAIN, K.H AND ABDUL HUSSAIN, M. S. 2005**, Dynamics of absorption of some biogenics salts at tomato and bean plant cultivated in saline medium. Original paper. Journal of Central European Agriculture 6 ( 2): 151-156.

Sphinx. New Phytol **185**: 611-630.

**STEWART R. W., HAMEED S., PINTO J. P., 1977**, Photochemistry of tropospheric ozone. Journal of Geophysical Research, 82: 3134-3140.

stress: H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> is the likely intermediary signaling molecule for the response. The Plant

Substances végétales d'Afrique, d'Orient et d'Occident. Edition librairie moderne. Rouiba.

sud de Tlemcen. Revue Ecologie- Environnement. (9).

Sykes, S. R.1985. A glasshouse screening procedure for identifying citrus hybrids, which restrict chloride accumulation in shoot tissues. Crop and Pasture Science, 36(6), 779-789.

**TAFFOUO, V. D., KENNE, M., TASSE, R., WAMBA, O. F., FONKOU, T., MVONDO, Z. et AMOUGOU, A. 2004**, Variation de la réponse au stress salin chez cinq espèces de légumineuses. *Agronomie africaine*, **1**(16) :33-44.

**Tani Z.B., Bendahou1 M. et Khelil M.A.** (2010). Lutte contre la bruche *Acanthoscelides obtectus* et la mite *Tineola bisselliella* par les huiles essentielles extraites de deux plantes aromatiques d'algerie. *Lebanese Science Journal* 11 (1) : 55-68.

Techniques et documentations. Paris. pp: 227-310-312-313-314.494.

Temani, 2005. In el watan quotidien national du 10.07.2005.

**THORNTON F.C., SCHAEDELE M. & RAYNAL D.J.** 1988, Sensitivity of red oak (*Quercus rubra* L.) and american beech (*Fagus grandifolia* Ehrh) seedling to sodium salt in solution culture. *Tree Physiology*, 4: 167-172.

Tlemcen. Revue Ecologie-Environnement (10) ; Pp. 71-74.

**TLIG T., GORAI M. and NEFFATI M., 2008** - Germination responses of *Diploptaxis harra* to temperature and salinity. *Flora* 203: 421-428.

to drought, cold and nutrient stress in two ploidy levels of tobacco plants: low resource

tome I. Ed. MAB (Faculté des sciences de Tunis) ; 186-188 p.

topinambour (*Hélianthus Tuberosus*) aux différentes doses de NaCl. *International Conference on Green Energy and Environmental Engineering*,. ISSN, pp: 2356-5608.

**TOUNEKTI, T., A. M. VADEL, M.ONATE, M. KHEMIRA. ET S. MUNNÉ-BOSCH,** 2011, Salt induced oxydative stress in rosemary plants: damage or protection? *Environ. Exp. Bot.* 71 : 298-305.

transduction network: advances in understanding abscisic acid, CO<sub>2</sub>, and Ca<sup>2+</sup>

**TREMBLIN G., 2002.** Comportement auto-écologique de *Halopeplis amplexicaulis*: plante pionnière

**TSOATA E., 1995** – Effet de sel (NaCl) sur la germination de graines de légumineuses. *Cahiers agricultures*, 4: 207-209.

*Tunis.* 84 (1-4): 49-55.

**Twaij ha, Al-badrA.,1988-** Hypoglycaemic activity of *Artemisia herba-alba*.J

**U.S. SALINITY LABORATORY STAFF, 1954**, Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils. USDA Handbook 60. US Government Printing : Handbook 60, Washington, VIII,160 p.

**UDOMCHALOTHORN T, MANEEPRASOBSUK S, BANGYEEKHUN E, BOON-LONG P, CHADCHAZAN S, 2009**, The role of the bifunctional enzyme, fructose-6-phosphate-2-kinase / fructose-2,6-bisphosphatase, in carbon partitioning during salt stress and salt tolerance in Rice (*Oryza sativa* L.), *Plant Science*, vol. 176, no. 3, pp. 334–341.

Uozumi, N., Kim, E. J., Rubio, F., Yamaguchi, T., Muto, S., Tsuboi, A., Bakker, E. P.,

variability of *Artemisia vulgaris* L. essential oils originated from the Mediterranean area of

**VIEGAS R.A. et SILVEIRA J.A., 1999**, Ammonia assimilation and proline accumulation in young cashew plants during long-term exposure to NaCl-salinity. *Revista brasileira de fisiologia vegetal*, 3(11):153-159.

**Vincent, R. (2006)**. Recherche et étude de marqueurs moléculaires de la réponse au stress chez l'algue brune *Laminaria digitata*. Thèse de doctorat. Biologie. Université de Rennes 1. 237pp.

**WAHID A., PERVEEN M., GELANI S. and BASRA S. M. A., 2007**- Pretreatment of seed with H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> improves salt tolerance of wheat seedlings by alleviation of oxidative damage and expression of stress proteins. *Journal of Plant Physiology*, 164: 283-294.

**Wang H-J, Hsu C-M, Jauh GY, Wang CS (2005)** A lily pollen ASR protein localizes to

**Wang W, Vinocur B, Shoseyov O, Altman A (2004)** Role of plant heat-shock proteins

**WANG W.X, VINO CUR B, SHO SEYOV O, et ALTMAN A., 2001**, Biotechnology of plant osmotic stress tolerance: physiological and molecular considerations. *Acta Hort*, 560: 285-292.

**Wang, W.X., Vinocur, B. and Altman, A. (2003)**. Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: towards genetic engineering for stress tolerance. *Planta* 218: 1-14.

**Wang, X. (2002)**. Phospholipase D in hormonal and stress signaling. *Curr. Opin. Plant Biol.* 5: 408-14.

**Wang, X. (2004)**. Lipid signalling. *Curr. Opin. Plant Biol.* 7: 329-36.

**WEI Y., DONG M., HUANG Z. and TAN D., 2008**, Factors influencing seed germination of *Salsola affinis* (Chenopodiaceae), a dominant annual halophyte inhabiting the deserts of Xinjiang, China. *Flora*, **203**: 134–140.

**WEI Y., DONG M., HUANG Z. and TAN D., 2008**, Factors influencing seed germination of *Salsola affinis* (Chenopodiaceae), a dominant annual halophyte inhabiting the deserts of Xinjiang, China. *Flora*, **203**: 134–140.

Weimberg R., Lerner HR., Poljakoff-Mayber A. (1984). Changes in growth and water-soluble solute concentrations in *Sorghum bicolor* stressed with sodium and potassium salts. *Physiol. Plant.* **62**, p. 472–480.

Weimberg, R., and Shannon, M. C. 1988. Vigor and salt tolerance in 3 lines of tall wheatgrass. *Physiologia Plantarum*, *73*(2), 232-237.

**Welti, R., Li, W., Sang, Y., Biesiada, H., Zhou, H.E., Rajashekar, C.B., Williams, T.D. and Wang, X. (2002)**. Prolifing membrane lipids in plant stress responses: role of phospholipase D alpha in freezing-induced lipid changes in Arabidopsis. *J. Biol. Chem.* *277*: 31994-2002.

**WENXUE W., BILSBORROW P. E., HOOLEY P., FINCHAM D. A., LOMBI E. ET FORSTER B. P. 2003**, Salinity induced differences in growth, ion distribution and partitioning in barley between the cultivar Maythorpe and its derived mutant Golden Promise. – *Plant Soil* *250*:183– 191.

**Willcox M., 2009**: *Artemisia* species: from traditional medicines to modern

with altered Ca<sup>2+</sup> homeostasis in aged cerebellar granule neurons in brain slices. *J Neurosci* **22**: 10761-10771

**WYN JONES, R. G., GORHAM, J. 1983**, Aspects of salt and drought tolerance in plants. In: *Genetic Engineering of Plants*, eds. Kosuge, T., Meredith, C. P., Hollaender, A. Plenum, New York. PP: 355- 370.

**Xiong J, Verkhatsky A, Toescu EC (2002)** Changes in mitochondrial status associated

**Y., Halfter, U., Ishitani, M. and Zhu, J-K. (2001)**. Molecular characterization of functional domains in the protein kinase SOS2 that is required for plant salt tolerance. *The Plant. Cell* *13*, 1383-00.

**Yashphe, J., Feuerstein, I., Barel, S., Segal, R.,** (1987). The antibacterial and antispasmodic activity of *Artemisia herba alba* Asso. II. Examination of essential oils from various chemotypes. *Int. J. Crude Drug Res.* 25, 89-96.

**YAZICI I., TURKAN I., SEKMEN A. H. and DEMIRAL T., 2007** - Salinity tolerance of purslane (*Portulaca oleracea* L.) is achieved by enhanced antioxidative system, lower level of lipid peroxidation and proline accumulation. *Environmental and Experimental Botany*, **61**: 49-57.

**YEO A.R., 1983**, Salinity resistance: physiologies and prices. *Physiologia Plantarum* **58**: 214-222.

**YILDIRIM E. and GUVENC I., 2006** - Salt Tolerance of Pepper Cultivars during Germination and Seedling Growth. *Turk. J. Agric. For.*, **30**: 347-353.

**YOUSOFINIA M., GHASSEMIAN A., SOFALIAN O. & KHOMARI S. 2012**, Effects of salinity stress on barley (*Hordeum vulgare*, L.) Germination and seedling growth. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences*. Vol. 4, 1353-1357.

**Zaim A., El Ghadraoui L. et Farah A. (2012)**. Effets des huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* sur la survie des criquets adultes d'*Euchorthippus albolineatus* (Lucas, 1849).

**ZHAO, H., DAI, T. B., JING, Q., JIANG, D., AND CAO, W. X. 2007**, Leaf senescence and grain filling affected by post-anthesis high temperatures in two different wheat cultivars. *Plant Growth Regul.*, 51: 149-158.

**ZHU J.K., 2001**, Plant salt tolerance, *Trends in Plant Sci.* pp 66-71.

**Zhu J-K., 2002**. Salt and drought stress signal transduction in plants. *An. Rev. Of Plant Biol.* **53**: 247-73.

**Zhu J-K., 2003**. Salt and drought stress signal transduction in plants. *An. Rev. Of Plant Biol.* **53**: 247-73. des sebkhas de l'ouest algérien. *Sécheresse*, **11** (2): 109-116.

**ZIDE ET GRIGNON C. 1991**, Lestests de sélection précoce pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydrique. IIème Journées Scientifiques du Réseau de Biotechnologies végétales. L'amélioration des Plantes pour l'Adaptation aux Milieux Arides. AUPELF/UREF. J. LIBBEYed. Eurotext. Pariset Londre. 91-108.

## Résumé

Le but du présent travail est l'étude du comportement de deux espèces d'*Artemisia* (*Artemisia herba alba* et *Artemisia campestris*) en condition de stress salin en In vitro. Un effet non significatif à été révèlé pour la teneur relative en eau ,le taux de germination , la teneur en chlorophylle et la perméabilité membranaire sous la contrainte saline, néanmoins la quasi-totalité des paramètres de croissance sont hautement significatif avec un effet dépressif sur la croissance caulinaire et la biomasse fraîche et sèche notamment chez l'*Artemisia campestris* .Pour les paramètres de l'ajustement osmotique (proline et sucres) des variations remarquables ont été enregistrées chez l'armoise rouge, alors qu'elles sont peu notables chez l'armoise blanche. Pour la dynamique des ions les feuilles et les racines se chargent d'autant plus en  $Na^+$  que le stress est sévère chez l'*Artemisia campestris* avec le stress, en revanche chez l'*Artemisia herba alba* elle s'abaisse, cet abaissement est suivi d'une accumulation intense en potassium des feuilles chez l' *Artemisia herba alba*, et d'une diminution chez l'*Artemisia campestris* ; les racines accumulent de moins en moins de potassium sous l'effet de la salinité pour les deux espèces

**Mots clés :** Salinité, *Artemisia herba alba*, *Artemisia campestris*, proline, sucres,  $Na^+$ ,  $K^+$ , RWC

## Abstract

The aim of the present work is the study of the behavior of two species of *Artemisia* (*Artemisia herba alba* and *Artemisia campestris*) in in-vitro salt stress conditions i. A non-significant effect was found for the relative water content, germination rate, chlorophyll content and membrane permeability under salt stress, however, almost all growth parameters are highly significant with a depressive effect on stem growth and fresh and dry biomass especially in *Artemisia campestris*. For parameters of osmotic adjustment (proline and scures) remarkable variations were recorded in *Artemisia campestris*, whereas they are not very noticeable in the *Artemisia herba alba*. For the dynamics of the ions the leaves and the roots accumulated more  $Na^+$  with severity of stress in *Artemisia campestris*, but decreased in *Artemisia herba alba*, this diminution in  $Na^+$  is followed by an intense accumulation of  $K^+$  of leaves ,and decreasing in *Artemisia campestris*. The roots accumulate less potassium under salt stress for both species.

**Keywords:** Salinity, *Artemisia herba alba*, *Artemisia campestris*, proline, sugars,  $Na^+$ ,  $K^+$ , RWC.

## ملخص

الهدف من هذا العمل هو دراسة سلوك نوعين من نبات الارتميزيا في ظروف الإجهاد الملحي تأثير غير ظاهر قد لوحظ عند كمية الماء ونسبة الانتاش وكمية اليخضور و نفاذية الغشاء تحت الإجهاد الملحي ولكن معظم معايير النمو, قد كانت ظاهرة جدا بتأثير سلبي على نمو السيقان و على الكتلة الحية والجافة وهذا خاصة عند نبات التفتت (الشيخ الاحمر) بالنسبة لمعايير التعديل الاسموزي (البرولين و السكريات) قد لوحظ تغيرات هامة عند نبات التفتت ولكنها كانت ضئيلة عند نبات الشيخ الأبيض , بالنسبة لديناميكية الايونات للأوراق والأغصان كانت تتراكم فيها كمية الصوديوم أكثر وأكثر مع حدة الإجهاد و هذا عند نبات التفتت ولكن عند نبات الشيخ كمية الصوديوم تتناقص, هذا التناقص في كمية الصوديوم قد لوحظ بتراكم شديد للبوتاسيوم لأوراق نبات الشيخ وتناقصه عند أوراق نبات التفتت ,الجذور كانت تتناقص فيها كمية الصوديوم مع تزايد حدة الإجهاد وذلك عند النوعين.

**الكلمات المفتاحية :** الملوحة , نبات الشيخ, نبات التفتت , البرولين ,السكريات ,الصوديوم ,البوتاسيوم , كمية الماء النسبية.